

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

REGIELLY CAROLINE RAIMUNDO COGNIALLI

AVALIAÇÃO DO SETOR DE PARASITOLOGIA E DESEMPENHO NOS
DIAGNÓSTICOS COPROPARASITOLÓGICOS DE LABORATÓRIOS DE ANÁLISES
CLÍNICAS DE CURITIBA E REGIÃO METROPOLITANA - PARANÁ

CURITIBA
2014

REGIELLY CAROLINE RAIMUNDO COGNIALLI

AVALIAÇÃO DO SETOR DE PARASITOLOGIA E DESEMPENHO NOS
DIAGNÓSTICOS COPROPARASITOLÓGICOS DE LABORATÓRIOS DE ANÁLISES
CLÍNICAS DE CURITIBA E REGIÃO METROPOLITANA - PARANÁ

Dissertação apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Microbiologia, Parasitologia e Patologia, Departamento de Patologia Básica, Setor de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná, como parte das exigências para a obtenção do título de Mestre em Microbiologia, Parasitologia e Patologia.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Débora do Rocio Klisiowicz

CURITIBA
2014

Universidade Federal do Paraná
Sistema de Bibliotecas

Cognialli, Regielly Caroline Raimundo

Avaliação do setor de parasitologia e desempenho nos diagnósticos coproparasitológicos de laboratórios de análises clínicas de Curitiba e Região Metropolitana – Paraná./ Regielly Caroline Raimundo Cognialli. – Curitiba, 2014.

83 f.: il. ; 30cm.

Orientadora: Débora do Rocio Klisiowicz

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Paraná, Setor de Ciências Biológicas. Programa de Pós-Graduação em Microbiologia, Parasitologia e Patologia.

1. Parasito. 2. Laboratórios . 3. Parasitologia. Título II. Klisiowicz, Débora do Rocio. III. Universidade Federal do Paraná. Setor de Ciências Biológicas. Programa de Pós-Graduação em Microbiologia, Parasitologia e Patologia.

CDD (20. ed.) 574.2



Ministério da Educação
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
SETOR DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
Departamento de Patologia Básica
Pós-graduação em Microbiologia, Parasitologia e Patologia.

TERMO DE APROVAÇÃO

**“AVALIAÇÃO DO SETOR DE PARASITOLOGIA E DESEMPENHO
NOS DIAGNÓSTICOS
COPROPARASITOLÓGICOS DE LABORATÓRIOS DE ANÁLISES
CLÍNICAS DE CURITIBA E REGIÃO METROPOLITANA –
PARANÁ”**

Por

REGIELLY CAROLINE RAIMUNDO COGNIALLI

**Tese aprovada como requisito parcial para obtenção do grau de
Mestre no Curso de Pós-Graduação em Microbiologia,
Parasitologia e Patologia, pela Comissão formada pelos
professores:**


Prof^a. Dr^a. Débora do Rocio Klisiowicz (presidente)


Prof. Dr. Railson Henneberg


Prof^a. Dr^a. Mariso Dominguez Muro

Curitiba, 13 de março de 2014.

Dedico este trabalho aos meus pais, Régis e Regina e a minha irmã Regiane, por todo amor e fé que tem em mim.

À minha família e amigos pelo carinho e apoio dispensados em todos os momentos que precisei.

AGRADECIMENTOS

À minha família, por todo amor e dedicação que foram fundamentais para que eu me tornasse a pessoa que sou hoje.

À professora Débora do Rocio Klisiowicz, que me orientou, pela confiança, apoio e incentivo em todos os momentos.

Aos amigos e colegas Juciliane Haidamak, Camila Oishi, Karen Caroline da Silva, Ingrid de Carvalho, pela amizade e colaboração na realização deste trabalho.

Aos integrantes do projeto de extensão, que colaboraram e auxiliaram na realização dos exames coproparasitológicos.

Às professoras Márcia Shimada e Larissa Reifur, que me incentivaram e colaboraram para o êxito do trabalho.

Aos responsáveis pelos laboratórios de análises clínicas que aceitaram participar do trabalho.

Ao Programa de Pós-graduação em Microbiologia, Parasitologia e Patologia pela oportunidade.

À todos os professores do Pós-graduação em Microbiologia, Parasitologia e Patologia pelo apoio na realização do trabalho.

Ao frigorífico Argus, pelo fornecimento de parasitos.

À Capes, pelo auxílio financeiro.

E aos demais, que direta ou indiretamente contribuíram para a realização deste trabalho.

RESUMO

Infecções parasitárias representam um importante problema de saúde pública devido sua elevada prevalência e ampla distribuição geográfica. As enteroparasitoses podem acarretar má-absorção de nutrientes, anemia, diarreia crônica, desnutrição, dores abomináveis, dificuldade de aprendizado, concentração e atraso no crescimento. No Brasil não há dados publicados quanto ao desempenho dos laboratórios de análises clínicas na realização de exames coproparasitológicos, sendo que essas informações são fundamentais para avaliar se os laboratórios estão realizando um correto diagnóstico dos enteroparasitos. O objetivo deste trabalho foi avaliar o setor de parasitologia e o desempenho nos diagnósticos coproparasitológicos de laboratórios de análises clínicas de Curitiba e Região Metropolitana - Paraná. Foram enviadas aos 19 laboratórios participantes situados em Curitiba, Colombo, Lapa, Piraquara e São José dos Pinhais, um questionário com 14 perguntas, sendo 8 itens exigidos pela vigilância sanitária, 3 questões relacionadas com parâmetros de qualidade e 3 à respeito da rotina laboratorial. Além disso, 3 preparações semi-permanentes em lâminas de vidro para microscopia e 3 amostras em solução diluente. As amostras enviadas continham 22 possíveis diagnósticos a serem realizados de 10 diferentes espécies parasitárias. Foi proposta uma classificação dos resultados com 4 escalas entre muito bom e insuficiente, onde foram pontuados tanto os acertos como os erros nos diagnósticos emitidos. Os principais resultados dos questionários foram: 94,74% dos laboratórios possuem POP's para a realização de exames coproparasitológicos; 100% orientam os pacientes à respeito do procedimento de coleta da amostra fecal; 68,42% possuem critérios para aceitação da amostra fecal; 21,05% questionam se o paciente está fazendo uso de algum medicamento; 63,16% relatam no laudo as alterações macroscópicas observadas no material fecal; controle de qualidade interno e controle de qualidade externo são realizado por 42,11% e 94,74%, respectivamente; 73,68% realizam o exame de apenas uma lâmina; material bibliográfico está disponível em 89,47% dos laboratórios; 21,05% são acreditados e em 89,74% os exames coproparasitológicos são realizados por farmacêuticos, 5,26% por biomédicos e 5,26% por biólogos. O método coproparasitológico mais utilizado foi o método de Hoffman, Pons e Janer (94,74%), sendo que 36,84% dos laboratórios utilizam apenas esse método na rotina laboratorial. Nenhum laboratório teve seu diagnóstico coproparasitológico classificado como muito bom, 21,05% dos laboratórios foram classificados como bons, 15,79% regulares e 63,16% insuficientes. No total houve 22,01% de resultados falso-positivos e 24,40% de resultados falso-negativos. A espécie *Ascaris lumbricoides* foi a que obteve menor número de erro. As falhas diagnósticas mais comuns foram à dificuldade na identificação dos elementos parasitários, em especial as larvas de ancilostomídeos, cistos de *Iodamoeba bütschlii* e ovos de *Fasciola hepatica*. Não foi possível estabelecer uma relação entre o desempenho dos laboratórios aos dados avaliados no questionário. Acredita-se que o desempenho insuficiente dos laboratórios no diagnóstico coproparasitológicos deva-se principalmente à negligência com o setor de parasitologia, falta de padronização dos métodos, baixo valor pago por exame e falta de capacitação dos profissionais da área.

Palavras-chave: Laboratório de análises clínicas. Exames coproparasitológicos. Diagnóstico. Parasitos.

ABSTRACT

Parasitic infections are a major public health problem due of its high prevalence and geographical distribution. Intestinal parasites can cause malabsorption of nutrients, anemia, chronic diarrhea, malnutrition, abdominal pain, difficulty in learning, concentration and growth retardation. In Brazil there are no published data on the performance of clinical laboratories on execution of fecal examinations, and this information is essential to assess whether laboratories are performing a correct diagnosis of intestinal parasites. The objective of this study was to evaluate the sector of parasitology and performance in parasitological diagnosis of clinical laboratories of Curitiba and the Metropolitan Region - Paraná. Were sent to 19 participating laboratories located in Curitiba, Colombo, Lapa, Piraquara and São José dos Pinhais, a questionnaire with 14 questions, with 8 items required for health surveillance, 3 issues related to quality parameters and 3 respects to the laboratory routine. Furthermore, three semi-permanent preparations on glass slides for microscopy and 3 samples in diluent solution. Samples sent contained 22 possible diagnoses to be held from 10 different parasite species. It was proposed a classification results with 4 scales between very good and insufficient, where were scored rights as errors in the diagnosis issued. The main results of the questionnaires were: 94,74% of laboratories have POP's to perform fecal examinations; 100% instruct patients about the procedure of collecting the fecal sample; 68,42% have criteria for acceptance of stool; 21,05% asks if the patient is making use of any medication; 63,16% reported alteration on the macroscopic examination in fecal material; internal quality control and external quality control are done by 42,11% and 94,74%, respectively; 73,68% performed the examination of only a microscope slide; bibliography is available in 89,47% of laboratories; 21,05% are accredited and 89,74% in the fecal examinations are conducted by pharmacists, 5,26% by biomedical and 5.26% by biologists. The parasitological method most used was the method of Hoffman, Pons and Janer (94,74%), with 36,84% of the laboratories using only this method in their laboratory routine. None laboratory had parasitological diagnosis rated as very good, 21,05% of the laboratories were classified as good, 15,79% regular and 63,16% insufficient. In total there were 22,01% of false-positive results and 24,40% false-negative results. The specie *Ascaris lumbricoides* was the one with fewer errors. The most common diagnostic failures were the difficulty in identifying the parasitic elements, especially the larvae of hookworms, *Iodamoeba bütschlii* cysts and eggs of *Fasciola hepatica*. It was not possible to establish a relationship between laboratory performance and data evaluated in the questionnaire. It is believed that the poor performance of laboratories in parasitological diagnosis is due mainly to the neglect of the sector of parasitology, lack of standardization of methods, low price paid per exam and lack of training of professionals.

Key words: Clinical laboratory. Fecal examination. Diagnosis. Parasites.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

FIGURA 1 -	LÂMINAS SEMI-PERMANENTES VEDADAS COM ESMALTE COMERCIAL DE UNHA.....	30
FIGURA 2 -	FORMA DE ARMAZENAMENTO DAS AMOSTRAS PARA ENVIO AOS LABORATÓRIOS DE ANÁLISES CLÍNICAS PARTICIPANTES.....	33
FIGURA 3 -	DIAGRAMA DAS ETAPAS REALIZADAS NO TRABALHO.....	35
FIGURA 4 -	MÉTODOS COPROPARASITOLÓGICOS UTILIZADOS NA ROTINA PELOS LABORATÓRIOS PARTICIPANTES DA PESQUISA.....	41
GRÁFICO 1 -	NÚMERO DE DIAGNÓSTICOS CORRETOS, FALSO- POSITIVOS, FALSO-NEGATIVOS E PONTUAÇÃO ATINGIDA PELOS LABORATÓRIOS AVALIADOS.....	44

LISTA DE QUADROS E TABELAS

QUADRO 1 -	NÚMERO DE ORGANIZAÇÕES COM LABORATÓRIOS DE ANÁLISES CLÍNICAS ACREDITADAS NO BRASIL, PARANÁ E CURITIBA.....	25
QUADRO 2 -	CRITÉRIO UTILIZADO PARA ESTIMAR A QUANTIDADE DE PARASITOS NAS LÂMINAS.....	31
QUADRO 3 -	PARASITOS SELECIONADOS E QUANTIDADE ESTIMADA EM CADA LÂMINA PRONTA.....	31
QUADRO 4 -	QUANTIDADE DE ELEMENTOS PARASITÁRIOS E LEVEDURAS PRESENTES NAS SUSPENSÕES.....	32
QUADRO 5 -	CRITÉRIO UTILIZADO PARA CLASSIFICAR O DIAGNÓSTICO PRESTADO PELOS LABORATÓRIOS PARTICIPANTES.....	34
TABELA 1 -	ITENS QUESTIONADOS AOS LABORATÓRIOS REFERENTES À RDC N° 302/2005, QUALIDADE E A ROTINA LABORATORIAL.....	37
QUADRO 6 -	SENSIBILIDADE E ESPECIFICIDADE DO MÉTODO DE SEDIMENTAÇÃO ESPONTÂNEA.....	40
TABELA 2 -	PORCENTAGEM DE LABORATÓRIOS QUE IDENTIFICARAM CORRETAMENTE OS PARASITOS PARA CADA TIPO DE PREPARAÇÃO.....	45
TABELA 3 -	PORCENTAGEM DE LABORATÓRIOS QUE RELATARAM RESULTADOS FALSO-POSITIVOS PARA PARASITOS EM CADA TIPO DE PREPARAÇÃO.....	46
TABELA 4 -	CLASSIFICAÇÃO DOS LABORATÓRIOS NO DIAGNÓSTICO COPROPARASITOLÓGICO.....	53

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	11
2 OBJETIVOS	15
2.1 OBJETIVO GERAL	15
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	15
3 REVISÃO DA LITERATURA	16
3.1 GARANTIA DA QUALIDADE NOS EXAMES COPROPARASITOLÓGICOS	16
3.1.1 Fase pré-analítica.....	16
3.1.2 Fase analítica	20
3.1.3 Fase pós-analítica	21
3.2 CONTROLE DE QUALIDADE	22
3.2.1 Controle de qualidade interno	22
3.2.2 Controle de qualidade externo	22
3.3 ACREDITAÇÃO DE LABORATÓRIOS CLÍNICOS	23
4 MATERIAL E MÉTODOS	25
4.1 DESCRIÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO	25
4.2 ATIVIDADES PRELIMINARES À EXECUÇÃO DO ESTUDO.....	25
4.2.1 Questionário	26
4.2.2 Obtenção do material biológico	26
4.2.3 Preparo das amostras	28
4.3 ENVIO DO MATERIAL PARA OS LABORATÓRIOS DE ANÁLISES CLÍNICAS	32
4.4 ANÁLISE DOS RESULTADOS	33
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO	35
5.1 QUESTIONÁRIO.....	35
5.2 AVALIAÇÃO DOS RESULTADOS DAS AMOSTRAS ENVIADAS.....	43
6 CONCLUSÕES	55
REFERÊNCIAS	57
APÊNDICE	73
ANEXO	77

1 INTRODUÇÃO

Laboratório de análises clínicas, de acordo com a Resolução da Diretoria Colegiada da Agência Nacional de Vigilância Sanitária nº302 de 13 de outubro de 2005 (p. 4), pode ser definido como “Serviço destinado à análise de amostras de paciente, com a finalidade de oferecer apoio diagnóstico e terapêutico, compreendendo as fases pré-analítica, analítica e pós-analítica.” (BRASIL, 2011). Devem produzir resultados analíticos que reflitam a real situação do paciente, para desta forma auxiliar no correto diagnóstico, prognóstico e tratamento de doenças. Para tanto, é necessário controlar todas as etapas do processo, ou seja, a fase pré-analítica, analítica e pós-analítica, através da implantação do Sistema da Qualidade aliado a um programa de Gestão da Qualidade. O Controle de Qualidade está inserido na Gestão da Qualidade e tem por finalidade avaliar a precisão¹ e exatidão² dos métodos analíticos (LOPES, 2003; CHAVES, 2010).

Infecções parasitárias representam um importante problema de saúde pública devido sua elevada prevalência e ampla distribuição geográfica (BIOLCHINI, 2005; ABRAHAM; TASHIMA; SILVA, 2007). Entre os geo-helmintos, dados indicam que mais de 1,2 bilhões de pessoas estão infectadas por *Ascaris lumbricoides*, 795 milhões por *Trichuris trichiura* e 740 milhões por ancilostomídeos (BETHONY *et al.*, 2006; WHO, 2006). A cada ano, cerca de 65.000 mortes, no mundo, são atribuídas diretamente a infecções por ancilostomídeos, 60.000 devido a *Ascaris lumbricoides* e 100.000 devido a *Entamoeba histolytica* (MONTRESOR *et al.*, 1998; WHO, 2011). No Brasil, a falta de saneamento básico associado a precárias medidas de higiene pessoal agravam esse problema (ROQUE *et al.*, 2005). Os enteroparasitos mais frequentes em humanos são: *Ascaris lumbricoides*, *Trichuris trichiura*, *Necator americanus* e *Ancylostoma duodenale* e dentre os protozoários destacam-se *Entamoeba histolytica* e *Giardia duodenalis* (CROMPTON, 1988).

Segundo a Organização Mundial da Saúde (OMS) estima-se que 3,5 bilhões de pessoas estão infectadas por enteroparasitos, e destas, 450 milhões estão doentes, sendo a maioria crianças (UNICEF, 1998; OKYAY *et al.*, 2004; WHO,

¹ Proximidade dos resultados obtidos por repetidas aferições de múltiplas alíquotas de uma única fonte de matriz

² Concordância entre o resultado de um ensaio e um valor de referência

2011). Ao considerar que a população mundial está acima dos 7 bilhões de habitantes, a porcentagem da população com algum parasito intestinal seria de aproximadamente 50%. Imagina-se que, em países que possuem saneamento básico adequado e um elevado nível socioeconômico, a porcentagem da população com algum enteroparasito deva ser inferior a 50%; e, em países menos desenvolvidos, uma prevalência maior.

As enteroparasitoses podem acarretar má-absorção de nutrientes, anemia, diarreia crônica, desnutrição, dores abdominais, dificuldade de aprendizado, concentração e atraso no crescimento (AMATO; CORREA, 1991; VILLAMIZAR *et al.*, 1996; OBERHELMAN *et al.*, 1998; LUDWIG *et al.*, 1999; PRADO *et al.*, 2001; FERREIRA, LALA, MONTEIRO, 2006; VITALLE, 2010).

No Brasil, devido às grandes diferenças geográficas, climáticas, econômicas e sociais, torna-se difícil a comparação da prevalência de enteroparasitoses entre cada região, mas estudos comprovam que em regiões com infraestrutura deficiente, seja urbana ou rural, os índices de crianças parasitadas ultrapassam 50% (MARQUEZ *et al.*, 2002; SCHNACK *et al.*, 2003; SILVA; SILVA, 2010).

Segundo o Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE), 4,7% das causas de morte entre os anos de 2000 e 2005 foram atribuídas a doenças infecciosas e parasitárias, sendo as maiores prevalências encontradas nas regiões Nordeste e Centro-Oeste, ambas com 6,1% (IBGE, 2011).

A taxa de prevalência de parasitos intestinais na população da região Sul segundo trabalhos publicados por Quadros *et al.* (2004), Marques, Bandeira, Quadros (2005) e Orlandini e Matsumoto (2011) varia entre 8,62% e 70,5% (QUADROS *et al.*, 2004; MARQUES; BANDEIRA; QUADROS, 2005; ORLANDINI; MATSUMOTO, 2011). Já na região Sudeste a taxa de prevalência varia de 21,6% a 88,6%, de acordo com estudos realizados por Costa-Macedo *et al.* (1998), Ribeiro *et al.* (2005) e Barreto (2006). Segundo Tiago *et al.* (2005), Gomes *et al.* (2010) e Braga e Hadler (2011) na região Centro-oeste do país a taxa de prevalência varia entre 19,3% e 51,4%. Nos estados pertencentes às regiões Norte e Nordeste, foram observadas as maiores prevalências quando comparadas com as demais regiões do país, de acordo com estudos publicados por Souza *et al.* (2002), Alves *et al.* (2003), Monteiro *et al.* (2009) e Bastos, Felipe e Gomes (2011) as taxas variam entre 37,0% e 100%.

Nas formas mais graves, as parasitoses influenciam nos orçamentos familiares e do Estado, devido à improdutividade dos doentes ou pelos custos de assistência médica e hospitalar que os enfermos requerem (REY, 2008). Portanto, faz-se necessário o correto diagnóstico dos enteroparasitos.

De acordo com a OMS a principal forma de diagnóstico dos enteroparasitos se faz através de exames coproparasitológicos (WHO, 1987), os quais possuem boa sensibilidade³ (NÚÑEZ; GINORIO; FINLAY, 1997).

Existem diversos métodos para a realização de exames coproparasitológicos, sendo que possuem especificidades⁴ e sensibilidades diferentes para cada parasito (CHAVES *et al.*, 1979; NEVES *et al.*, 2010). O ideal é associar mais de um método para aumentar a pesquisa de diferentes parasitos (NUNES *et al.*, 1993; CANTOS; GALVÃO; LINÉCIO, 2011).

O correto diagnóstico no exame coproparasitológico é de suma importância, visto que o esquema terapêutico é distinto para cada tipo de parasitose, além disso, já foi comprovado o surgimento de resistência às drogas anti-helmínticas na medicina veterinária e humana (BARTOLONI *et al.*, 1993; JONGSUKSUNTIGUL *et al.*, 1993; GEERTS; GRYSEELS, 2000; BENNETT; GUYATT, 2000; LEGESSE; ERKO; MEDHIN, 2002; WOLSTENHOLM *et al.*, 2004; KNOPP *et al.*, 2010; RANA; MISRA-BHATTACHARYA, 2013).

Existem poucos estudos relativos ao controle de qualidade de diagnóstico em laboratórios de análises clínicas, sendo a maioria a relacionado aos setores de hematologia, bioquímica e microbiologia (PICHETH *et al.*, 2001; TENOVER *et al.*, 2001; BONINI *et al.*, 2002; HAUSER *et al.*, 2004) . No Brasil não há dados publicados quanto ao desempenho dos laboratórios de análises clínicas na realização de exames coproparasitológicos, sendo que essas informações são fundamentais para avaliar se os laboratórios estão diagnosticando corretamente os parasitos.

Acredita-se que os laboratórios que atendem os requisitos exigidos pela vigilância sanitária, assim como parâmetros de qualidade, possuam um melhor desempenho na realização de exames coproparasitológicos. O presente estudo é

³ probabilidade de que um resultado seja positivo na presença de doença

⁴ probabilidade do resultado ser negativo na ausência da doença

pioneiro no Brasil e visa avaliar os diagnósticos coproparasitológicos em laboratórios de análises clínicas de Curitiba e Região Metropolitana.

2 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

Avaliar o setor de parasitologia e o desempenho nos diagnósticos coproparasitológicos de laboratórios de análises clínicas de Curitiba e Região Metropolitana, Paraná.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Verificar a adoção da RDC nº 302/2005 pelos laboratórios participantes
- Avaliar parâmetros relacionados com a qualidade, como o número de lâminas examinadas nos exames coproparasitológicos, a presença de bibliografia disponível para pesquisa no laboratório e a presença de um sistema de gestão de qualidade
- Analisar itens referentes à rotina laboratorial
 - Verificar a média de exames coproparasitológicos realizados diariamente pelos laboratórios participantes
 - Apurar a formação dos profissionais que realizam os exames
 - Analisar quais métodos coproparasitológicos são utilizados na rotina laboratorial
- Classificar o diagnóstico coproparasitológico prestado pelos laboratórios avaliados
- Determinar se há resultados falso-negativos e falso-positivos no diagnóstico de enteroparasitos
- Averiguar possíveis falhas na realização dos exames
- Relacionar o cumprimento dos itens exigidos pela vigilância sanitária, parâmetros da qualidade e rotina laboratorial com o desempenho dos laboratórios participantes

3 REVISÃO DA LITERATURA

O diagnóstico dos enteroparasitos se dá principalmente através da realização de exames coproparasitológicos, devido ao seu baixo custo (WHO, 1981; NÚÑEZ; GINORIO; FINLAY, 1997; TRABELSI; AOUINET; KHALED, 2012), portanto é fundamental que o exame seja realizado corretamente. De acordo com Cline *et al.* (2000), a realização do exame coproparasitológico é problemática, visto que existem diversas dificuldades, tais como: padronização dos métodos, variação inter-observador, variações na observação da lâmina podem ocorrer entre alíquotas da mesma amostra, modo de preparo das lâminas e o tempo utilizado até a visualização dessas lâminas.

O controle de qualidade dos exames coproparasitológicos deve ser realizado nos laboratórios, para dessa forma assegurar resultados acurados e confiáveis, visto que o controle de qualidade possibilita avaliar a precisão e exatidão dos métodos analíticos (WHO, 1991; LOPES, 2003). Esse controle está inserido na garantia da qualidade, a qual visa assegurar a qualidade de todo o processo através da implantação de um conjunto de atividades planejadas e sistematizadas, a fim de produzir resultados acurados. Para tanto, estão incluídas as fases pré-analítica, analítica e pós-analítica (DE CARLI, 2001; LOPES, 2003; NEIMEISTER, 2004).

3.1 GARANTIA DA QUALIDADE NOS EXAMES COPROPARASITOLÓGICOS

3.1.1 Fase pré-analítica

A fase pré-analítica inclui todas as atividades que influenciam a qualidade dos resultados laboratoriais, sendo que antecedem a manipulação da amostra pelo laboratório de análises clínicas (DE CARLI, 2001; NEIMEISTER, 2004). Segundo Carraro e Plebani (2007), as maiores fontes de erros nos resultados laboratoriais se encontram na fase pré-analítica, correspondendo a 61,9% do total de erros. Grande parte dessas atividades ocorrem fora do laboratório, tais como a coleta e o

transporte da amostra, dessa forma, sendo difíceis de controlar e monitorar pelo setor de parasitologia (LOPES, 2003).

3.1.1.1 Treinamento dos funcionários do laboratório de análises clínicas

Funcionários devidamente treinados devem estar aptos a orientar, tanto os pacientes quando aos médicos, informações pertinentes ao exame tais como:

- Preparação do paciente
- Horário que deve ser realizada a coleta do material fecal
- Qualidade e quantidade de amostra necessária
- Recipiente correto para a coleta
- Uso de substâncias conservadoras, quando necessário
- Identificação correta da amostra (DE CARLI, 2001; NEIMEISTER, 2004).

Além disso, o pessoal técnico responsável deve ter conhecimentos a cerca dos métodos indicados para a realização do exame, a identificação dos diferentes parasitos e seus estágios evolutivos (ASH; ORIHIL, 1991; DE CARLI, 2001; NEIMEISTER, 2004). De acordo com Smith (1979), Hawthorne *et al.* (1992) e Eamsobhana e Boranintra (1993) há necessidade de um melhor treinamento dos funcionários, sendo esse o primeiro passo para obter um diagnóstico coproparasitológico de qualidade.

Todas as atividades das diferentes fases devem estar documentadas em Procedimentos Operacionais Padrão (POP's), os quais devem ser revisados anualmente e caso haja alguma modificação deverá ser aprovado pelo responsável pelo laboratório.

3.1.1.2 Preparação do paciente

O paciente deve ser orientado quanto à forma que deve proceder à coleta, sendo que as instruções devem estar claras e de forma acessível. Essas

informações devem ser preferencialmente impressas e entregues aos pacientes (DE CARLI, 2001).

Alguns resíduos de alimentos podem se assemelhar a formas parasitárias, portanto é ideal que o paciente realize uma dieta, no período de três dias antes da coleta de fezes, evitando ingerir leguminosas e frutas contendo sementes, por exemplo (TRABELSI; AOUINET; KHALED, 2012). Além disso, a ingestão de fígado, extratos hepáticos e biliares devem ser evitados nos dias que antecedem a coleta, pois pode levar a um resultado falso-positivo se o animal estiver infectado por *Fasciola hepatica*, uma vez que os ovos passam pelo sistema digestivo e aparecem nas fezes (IGREJA; BARRETO; SOARES, 2004; REY, 2008).

3.1.1.3 Coleta da amostra

A amostra deve ser coletada em recipiente limpo, seco e de boca larga. As fezes devem ser coletadas diretamente no recipiente, ou em um local limpo e imediatamente transferidas para o frasco.

Em uma única amostra fecal a chance de serem encontrados parasitos, quando presentes, é de 40 a 50% (CARROL, 2004) e isso ocorre devido alguns fatores:

- Alguns parasitos podem ter um “período negativo”, ou seja, ocorre a liberação intermitente, podendo levar a resultados falso-negativos. Isso ocorre, por exemplo, com *Giardia duodenalis*, que pode ficar em média dez dias sem eliminar cistos (ASH; ORIHEL, 1991; NEVES *et al.*, 2010; TRABELSI; AOUINET; KHALED, 2012)
- Distribuição não uniforme de ovos e cistos dos parasitos no bolo fecal (ASH; ORIHEL, 1991)
- Limitações dos métodos diagnósticos, pois possuem diferentes sensibilidades e especificidades para a pesquisa de diferentes parasitos (DE CARLI, 2001)
- Período pré-patente dos parasitos, ou seja, período entre o início da infecção até o aparecimento das primeiras formas detectáveis do parasito (TRABELSI; AOUINET; KHALED, 2012)

Dessa forma, os pacientes devem ser informados que amostras múltiplas aumentam a sensibilidade do exame, sendo recomendadas três coletas com intervalos de dois a três dias (ASH; ORIHEL, 1991; HIATT; MARKELL; NG, 1995). Na suspeita de giardíase as três coletas devem ser realizadas com um intervalo de sete dias, para, dessa forma, reduzir a possibilidade de resultados falso-negativos (CASTANHO; CABRINI; MARTINHÃO, 1983; CARDOSO; SANTANA; AGUIAR, 1995). Caso persista a sintomatologia recomendam-se novas coletas com um período de intervalo maior ou a realização de exames específicos para a suspeita clínica (TRABELSI; AOUINET; KHALED, 2012).

3.1.1.4 Transporte das amostras

A amostra fecal, assim que coletada, deve ser encaminhada imediatamente para o laboratório, caso não seja possível seguir essa recomendação a amostra deverá ser preservada (ABNT, 2006; TRABELSI; AOUINET; KHALED, 2012). A preservação da amostra pode ocorrer por refrigeração (3 a 5°C), evitando o dessecamento, ou através de soluções preservadoras, como mertiolato-iodo-formaldeído (MIF), formaldeído a 4% ou 10%, acetato de sódio-ácido-acético-formaldeído (SAF), entre outros, sendo que cada metodologia possui vantagens e desvantagens, portanto a escolha deverá ser de acordo com o parasito e forma evolutiva que se pretende pesquisar (WHO, 1991; ASH; ORIHEL, 1991; DE CARLI, 2001; ABNT, 2006).

3.1.1.5 Manutenção dos equipamentos laboratoriais

Todos os equipamentos devem passar por manutenções conforme as especificações do fabricante, a fim de garantir seu correto funcionamento (DE CARLI, 2001).

3.1.1.6 Qualidade dos reagentes

Todos os reagentes e corantes utilizados devem ser de qualidade, visto que são de suma importância para a identificação dos parasitos (ASH; ORIHÉL, 1991; DE CARLI, 2001). Os reagentes devem estar rotulados adequadamente de acordo com o item 5.5.3 da RDC 302/2005, contendo as seguintes informações:

- Nome
- Concentração
- Número do lote (se aplicável)
- Data de preparação
- Identificação de quem preparou (quando aplicável)
- Data de validade
- Condições de armazenamento
- Informações referentes a riscos potenciais (BRASIL, 2005)

As soluções de lugol são fundamentais para corar os elementos parasitários e proporcionar a observação de características que facilitam a identificação do parasito, e devem ser preparadas a cada 10 ou 14 dias, pois soluções acima do prazo de validade não coram adequadamente os cistos. Além disso, os reagentes devem ser verificados semanalmente e descartados em local adequado quando estiverem vencidos (WHO, 1991). Pequenas quantidades de lugol podem ser dissolvidas em solução de metabissulfito de sódio, bissulfito de sódio ou tiosulfato de sódio, até a obtenção de uma solução incolor ou levemente amarelada. Posteriormente essa solução pode ser descartada em esgoto com grande quantidade de água (LABCLIN, 2014).

3.1.2 Fase analítica

A fase analítica inclui os procedimentos técnicos e/ou laboratoriais, sendo que esses devem estar detalhados nos POP's, além disso, todas as técnicas e métodos a serem utilizados devem estar contidos nesse manual, o qual deve ser revisado anualmente (DE CARLI, 2001; NEIMEISTER, 2004).

Primeiramente deve-se atentar quanto à qualidade e quantidade de amostra, ou seja, aceitar apenas amostras recém-emitidas e com a quantidade mínima de 20 a 30 g e pedir nova coleta caso as amostras sejam velhas, contenham sujeira, água ou urina (FAUST; RUSSELL, 1957; WHO, 1991; ABNT, 2006).

A amostra, sendo aceita, deve proceder à análise macroscópica, a qual pode ser realizada pela simples observação ou por tamisação. Posteriormente, a consistência das fezes deve ser determinada, sendo classificada em: formadas, semiformadas, pastosas ou líquidas (diarreicas). Em seguida observar se há presença de sangue e muco, e posteriormente se há presença de vermes adultos e proglotes, ou ainda, alguma anormalidade (CRAIG, 1942; FAUST; RUSSELL, 1957; ASH; ORIHEL, 1991; WHO, 1991; DE CARLI, 2001; CARROL, 2004; ABNT, 2006).

Fezes diarreicas contendo sangue e/ou muco, devem ser examinadas imediatamente, utilizando a região onde há o sangue e/ou muco para o processamento e análise da amostra (WHO, 1991). O tempo recomendado para o exame dessas amostras é de 30 minutos para fezes líquidas e de 1 hora após a evacuação para as demais consistências (FAUST; RUSSELL, 1957; ASH; ORIHEL, 1991; DE CARLI, 2001).

Para análise microscópica existem diversos métodos que podem ser empregados, todavia nenhum método isolado é capaz de diagnosticar todas as formas parasitárias (NUNES *et al.*, 1993; SOUZA; AMOR, 2010). O laboratório deverá estipular critérios para definir quais métodos serão aplicadas, porém esses devem abranger a pesquisa de ovos e larvas de helmintos, além de cistos e trofozoítos de protozoários (ABNT, 2006). Independente do método utilizado, três lâminas deverão ser preparadas, para cada método, e examinadas ao microscópio de luz branca (WHO, 1991; TIBIRIÇÁ *et al.*, 2009).

3.1.3 Fase pós-analítica

A fase pós-analítica constitui a transmissão do resultado do exame para o médico, podendo ser verbalmente, desde que devidamente documentado em planilha e posteriormente arquivado, por escrito ou por meios eletrônicos. Deve conter todas as informações inerentes ao exame, tais como: presença de sangue e

muco, presença de vermes adultos ou proglotes (qual o tipo de proglote), método utilizado, identificação do(s) parasito(s) diagnosticado(s), limitação do método, entre outros (WHO, 1991; DE CARLI, 2001; NEIMEISTER, 2004).

O laudo deve estar de acordo com a RDC/ANVISA nº 302/2005 e o(s) parasito(s) identificados quanto à forma evolutiva e em nomenclatura científica, obedecendo a nomenclatura binária (DE CARLI, 2001; ABNT, 2006; BRASIL, 2005).

3.2 CONTROLE DE QUALIDADE

Para assegurar a confiabilidade dos exames prestados, o laboratório clínico deve realizar o controle de qualidade interno e o controle de qualidade externo (testes de proficiência), de acordo com o item 8.1 da RDC/ANVISA nº 302/2005 (BRASIL, 2011).

3.2.1 Controle de qualidade interno

É o controle intralaboratorial e tem como objetivo garantir a reprodutibilidade, verificar a calibração dos sistemas analíticos e propor ações corretivas em não conformidades (MARTELLI, 2011). Compreende também a documentação a respeito do funcionamento correto dos reagentes e equipamentos (DE CARLI, 2001; NEIMEISTER, 2004). Além disso, presença de materiais de referência, como bibliografia ou materiais positivos para consulta pelos funcionários, contribui para a melhora do diagnóstico (SMITH, 1979).

3.2.2 Controle de qualidade externo

O uso de controle de qualidade externo, também conhecido como teste de proficiência, teve início em 1945 por um grupo de pesquisadores na Filadélfia,

Estados Unidos da América. Esse controle é essencial para a avaliação da precisão e acurácia dos procedimentos analíticos em um laboratório de análises clínicas (SUNDERMAN, 1992).

Os ensaios de proficiência têm como objetivo avaliar a qualidade dos exames laboratoriais através da comparação interlaboratorial dos resultados analíticos. Cada laboratório, aliado a um controle externo de qualidade, recebe periodicamente amostras para análises, os quais juntamente com os resultados dos demais laboratórios são tratados estatisticamente. Os laboratórios participantes possuem acesso aos relatórios, podendo assim analisar seu desempenho (CONTROLLAB, 2012; SBPC/ML, 2012).

No Brasil, programas de controle de qualidade para laboratórios de análises clínicas foram criados entre as décadas de 70 e 80, sendo eles o Programa Nacional de Controle de Qualidade (PNCQ), da Sociedade Brasileira de Análises Clínicas (SBAC), e a Proficiência em Ensaio Laboratoriais (PELM), o qual surgiu de uma parceria entre a Sociedade Brasileira de Patologia Clínica/Medicina Laboratorial (SBPC/ML) e a empresa Control Lab (CHAVES, 2010; SBPC/ML, 2012).

3.3 ACREDITAÇÃO DE LABORATÓRIOS CLÍNICOS

A acreditação é o processo pelo qual um organismo certificador credenciado, avalia se uma organização está de acordo com um conjunto de requisitos previamente estabelecidos para seu funcionamento através de uma auditoria. Após certificada, a organização passa por auditorias regulares a fim de revalidar sua certificação (SBAC, 2012; SHCOLNIK, 2012).

De acordo com os Princípios da Acreditação para Laboratórios Clínicos, divulgado em 1999, pela Associação Mundial de Sociedades de Patologia e Medicina Laboratorial (*World Association of Societies of Pathology and Laboratory Medicine*) e a Federação Internacional de Química Clínica (*Internacional Federation of Clinical Chemistry*), a atuação em altos padrões dos laboratórios clínicos é de interesse dos pacientes, da sociedade e do Governo, pelas seguintes razões: (SHCOLNIK, 2012):

- As decisões quanto ao diagnóstico, prognóstico e terapêutica são, frequentemente, baseados nos resultados ou na interpretação de exames laboratoriais portanto, danos irreversíveis podem ser causados por resultados errôneos;
- Os usuários de serviços de laboratórios, tanto pacientes quanto médicos, podem não possuir conhecimentos técnicos suficientes para avaliar se um laboratório está operando em um nível satisfatório de qualidade;
- Os pacientes e, em menor grau os médicos, podem não ter opção quanto a que laboratório utilizar;
- Os exames de laboratório podem ser dispendiosos e os pacientes, as seguradoras de saúde, ou o Governo, que pagam os exames, têm o direito de esperar que o laboratório forneça informações válidas;
- É do interesse dos laboratórios que sua competência seja atestada por processo de auditoria, por comparação com padrões apropriados e que isto se torne público (SHCOLNIK, 2012, p.4).

No Brasil, entre as Instituições Acreditoras podemos citar: Programa de Acreditação de Laboratórios Clínicos (PALC) da SBPC/ML; Departamento de Inspeção e Credenciamento da Qualidade (DICQ) da SBAC; Organização Nacional de Acreditação (ONA); Consórcio Brasileiro de Acreditação (CBA), o qual é o representante exclusivo da *Joint Commission International* no Brasil; entre outros (QUADRO 1).

QUADRO 1 – NÚMERO DE ORGANIZAÇÕES COM LABORATÓRIOS DE ANÁLISES CLÍNICAS ACREDITADAS NO BRASIL, PARANÁ E CURITIBA

	BRASIL (16.657 laboratórios*)	PARANÁ (668 laboratórios*)	CURITIBA (PR) (40 laboratórios*)
PALC/SBPC/ML	113	4	3
DICQ/SBAC	102	10	0
ONA	313	14	10
CBA	36	0	0

FONTE: DICQ (2012); SBPC/ML (2012); ONA (2012); CBA (2012); IBGE (2011)

NOTA: * NÚMERO APROXIMADO DE LABORATÓRIOS

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 DESCRIÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO

A Região Metropolitana de Curitiba (RMC), localizada no estado do Paraná, é formada por 29 municípios, sendo eles: Adrianópolis, Agudos do Sul, Almirante Tamandaré, Araucária, Balsa Nova, Bocaiúva do Sul, Campina Grande do Sul, Campo do Tenente, Campo Largo, Campo Magro, Cerro Azul, Colombo, Contenda, Curitiba, Doutor Ulysses, Fazenda Rio Grande, Itaperuçu, Lapa, Mandirituba, Piên, Pinhais, Piraquara, Quatro Barras, Quitandinha, Rio Branco do Sul, Rio Negro, São José dos Pinhais, Tijucas do Sul e Tunas do Paraná (CURITIBA, 2012). De acordo com estimativas referentes ao ano de 2012, a RMC conta com uma população de 3.285.851 habitantes (IBGE, 2013).

Segundo dados do Conselho Regional de Farmácia do Estado do Paraná existem aproximadamente 80 laboratórios de análises clínicas localizados em Curitiba e na RMC.

4.2 ATIVIDADES PRELIMINARES À EXECUÇÃO DO ESTUDO

O projeto foi submetido e aprovado no Comitê de Pesquisa e no Comitê de Ética em Pesquisa, sob registro CAAE: 11331512.2.0000.0102.

Foram realizadas reuniões com responsáveis de 32 laboratórios de análises clínicas, tanto públicos quanto privados, foram explicados a justificativa do projeto, objetivos e procedimentos da pesquisa. Para a confirmação e aceitação do projeto, o Termo de Consentimento Livre e Esclarecido (APÊNDICE 1) foi lido e explicado minuciosamente, juntamente com o esclarecimento da pesquisa (APÊNDICE 2). O documento foi assinado em duas vias, sendo que uma ficou em posse do laboratório e a outra do pesquisador, atendendo, dessa forma, a Resolução nº 466 de 2012, do Conselho Nacional de Saúde, a qual dispõe sobre diretrizes e normas regulamentadoras de pesquisas envolvendo seres humanos (BRASIL, 2012). O

presente estudo contou com 19 laboratórios de análises clínicas, ou seja, aproximadamente 24% dos laboratórios localizados em Curitiba e RMC. Os laboratórios que aceitaram participar do trabalho estavam localizados nas cidades de Curitiba, Colombo, Lapa, Piraquara e São José dos Pinhais, desses, 9 são de caráter público e 10 privados.

4.2.1 Questionário

A fim de se conhecer o funcionamento do laboratório no que diz respeito ao setor de parasitologia, foi elaborado um questionário tipo “misto”⁵ para ser aplicado aos laboratórios de análises clínicas (APÊNDICE 3). No total foram elaboradas 14 questões, incluindo 8 itens exigidos pela vigilância sanitária, 3 referentes à qualidade e 3 à respeito da rotina laboratorial.

4.2.2 Obtenção do material biológico

O material para análise, enviados aos laboratórios de análises clínicas, foram preparados no laboratório de Parasitologia do Departamento de Patologia Básica da Universidade Federal do Paraná (UFPR).

Foram selecionados 10 diferentes espécies de parasitos para serem utilizados na pesquisa. Abaixo estão citadas as espécies e suas respectivas formas evolutivas utilizadas:

- Ovo de *Ascaris lumbricoides* e *Ascaris suum*
- Ovo de *Trichuris trichiura*
- Ovo de *Enterobius vermicularis*
- Ovo de *Hymenolepis nana*
- Ovo de *Taenia* sp.
- Ovo de Ancilostomídeos
- Ovo de *Fasciola hepatica*

⁵ Questionário composto de questões com respostas abertas e fechadas

- Cisto de *Giardia duodenalis*
- Cisto de *Entamoeba coli*
- Cisto de *Iodamoeba bütschlii*
- Larva rabditoide de Ancilostomídeos

A escolha das espécies de parasitos se deu para abranger o maior espectro possível de tamanho dos elementos parasitários. Dessa forma, a escala do tamanho dos parasitos utilizados variou de aproximadamente 15 a 150 µm. Os parasitos foram obtidos da seguinte forma:

Ovos de *Ascaris suum* foram selecionados para serem utilizados nas suspensões, uma vez que, de acordo com Dold e Holland (2011) e Leles *et al.* (2012), são idênticos morfológicamente aos de *Ascaris lumbricoides*, e podem ser obtidos a partir da dissecação dos vermes adultos obtidos de suínos abatidos. Ovos de *Fasciola hepatica* são grandes e de fácil reconhecimento e apesar da fasciolíase ser amplamente encontrada em bovinos e bubalinos no estado do Paraná, em humanos são poucos os relatos (AMARAL; Buseti, 1979; NETO *et al.*, 1999; QUEIROZ *et al.*, 2002; WHO, 2004).

Os ovos de *Ascaris suum* e *Fasciola hepatica* foram obtidos a partir da dissecação dos vermes adultos obtidos de suínos e bovinos, respectivamente, coletados em matadouro da Região Metropolitana de Curitiba, de acordo com o POP 12 (ANEXO 1).

Para a obtenção de ovos de *Taenia* sp., proglotes grávidas do parasito pertencentes ao Laboratório de Parasitologia da UFPR, foram dissecadas (maceradas) e os ovos armazenados em formaldeído 10%.

Fezes frescas (não preservadas) contendo ovos de ancilostomídeos, provenientes do projeto de extensão "Epidemiologia e Controle de Entero e Ectoparasitoses em Crianças de Centros Municipais de Educação Infantil" sob registro 707/12/PROEC/UFPR e aprovado no comitê de ética em saúde sob o numero 09152012.3.0000.0102, em que os participantes assinaram um Termo de Consentimento Livre e Esclarecido para o uso das amostras no estudo científico. As fezes foram deixadas em temperatura ambiente por um período de 36 horas, para que houvesse a eclosão das larvas, após esse período as fezes foram processadas pelo método de Rugai, Mattos e Brisola (1954). Posteriormente, as larvas rabditoides de ancilostomídeos foram coletadas do fundo do cálice de sedimentação com auxílio

de uma pipeta Pasteur, transferidas para um novo recipiente e conservadas em formaldeído 10%.

Os demais parasitos, foram obtidos a partir de amostras de fezes processadas no laboratório de Parasitologia da Universidade Federal do Paraná e conservados em formaldeído 10%, e provenientes do projeto de extensão acima mencionado.

Fezes contendo cistos de *Giardia duodenalis* foram purificadas, através do método descrito por Roberts-Thomson *et al.* (1974) para obtenção de uma suspensão contendo apenas os cistos, sem detritos fecais.

A fim de avaliar se leveduras da microbiota intestinal são confundidas com protozoários (KENNEDY *et al.*, 1987), resultando em um diagnóstico falso-positivo, culturas microbiológicas em ágar sabouraud contendo leveduras de *Candida albicans* foram cedidas pelo Laboratório de Micologia do Hospital de Clínicas da Universidade Federal do Paraná.

4.2.3 Preparo das amostras

Como forma de envio das amostras para os laboratórios de análises clínicas, foram selecionadas formas práticas de elaboração, transporte e análise. Para isso foram selecionadas três preparações semi-permanentes em lâminas de vidro para microscopia que foi denominada simplesmente neste estudo de “lâmina”, e três amostras em solução diluente que foram denominadas “suspensões”.

Para o preparo das lâminas, primeiramente foram escolhidos quais parasitos estariam presentes nas lâminas (QUADRO 3). Em seguida, foram feitos 3 *pools* de amostras de fezes com os parasitos estabelecidos.

A técnica para o preparo das lâminas segue abaixo, conforme POP 07 (ANEXO 2) do laboratório de Parasitologia da UFPR:

- Identificar a lâmina de vidro para microscopia, com o protocolo de envio
- Com o auxílio de uma pipeta coletar uma pequena porção do sedimento, que contem o material, e depositar sobre uma lâmina já identificada

- Adicionar uma gota de lugol e homogeneizar
- Cobrir com lamínula de vidro transparente para microscopia de 20x20 mm
- Vedar a lâmina com o uso de esmalte comercial de unha, passando três camadas de esmalte entre as bordas da lamínula de vidro e a lâmina de vidro para microscopia, conforme Figura 1.
- Confirmar a presença dos parasitas utilizando microscópio de luz branca com objetivas de 10 x e 40 x.



FIGURA 1 – LÂMINAS SEMI-PERMANENTES VEDADAS COM ESMALTE COMERCIAL DE UNHA
FONTE: O autor (2014)

Para cada *pool* de amostra foi utilizado esmalte de unha comercial diferente, para que não houvesse contaminação cruzada, ou seja, transferência de parasitos entre as lâminas. Cada lâmina, após o preparo, foi examinada ao microscópio de luz branca por dois profissionais com mais de 2 anos de experiência na realização de exames coproparasitológicos, para assegurar e confirmar a presença de todos os parasitos presentes nas diferentes lâminas. Além disso, a quantidade dos parasitos nas lâminas foi estimada através de cruces conforme critério estipulado abaixo (QUADROS 2 e 3). Somente após a verificação e confirmação da presença de todos os parasitos, as lâminas foram enviadas aos laboratórios de análises clínicas participantes acondicionadas em um porta lâminas de plástico com capacidade para três lâminas

QUADRO 2 – CRITÉRIO UTILIZADO PARA ESTIMAR A QUANTIDADE DE PARASITOS NAS LÂMINAS

Número de cruces	Quantidade de parasitos
+	Até 10 por lâmina (com o mínimo de 1 parasito por lâmina)
++	Até 3 por campo
+++	Até 10 por campo
++++	Acima de 11 por campo

FONTE: O autor (2014)

QUADRO 3 – PARASITOS SELECIONADOS E QUANTIDADE ESTIMADA EM CADA LÂMINA PRONTA

Lâmina	Parasitos	Quantidade de parasitos estimada em cruces
Lâmina 01	Ovos de <i>Ascaris lumbricoides</i>	+++
	Ovos de <i>Trichuris trichiura</i>	+
	Ovos de <i>Enterobius vermicularis</i>	+
	Ovos de <i>Hymenolepis nana</i>	++
	Ovos de <i>Taenia</i> sp.	++
	Ovos de Ancilostomídeos	+
	Cistos de <i>Giardia duodenalis</i>	+++
	Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	++
Lâmina 02	Larvas rabditoides de Ancilostomídeos	+ (mínimo de 3 larvas por lâmina)
Lâmina 03	Ovos de <i>Ascaris lumbricoides</i>	+++
	Ovos de <i>Trichuris trichiura</i>	+
	Ovos de <i>Enterobius vermicularis</i>	+
	Cistos de <i>Giardia duodenalis</i>	++
	Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	+
	Cistos de <i>Iodamoeba bütschlii</i>	++

FONTE: O autor (2014)

Para as suspensões foram utilizadas as espécies de parasitos e de leveduras citadas no Quadro 4, as quais foram quantificadas em câmara de Neubauer. A partir da quantificação, foram feitas suspensões em tubos de polipropileno com tampa com capacidade de 1,5 mL, utilizando como conservante e diluente formaldeído 10%. O volume final das suspensões foi de 500 µL.

QUADRO 4 - QUANTIDADE DE ELEMENTOS PARASITÁRIOS E LEVEDURAS PRESENTES NAS SUSPENSÕES

Suspensão	Parasito	Quantidade de parasitos em 35 µL (equivalente a uma gota)
Suspensão 01	Ovos de <i>Ascaris suum</i>	110 ovos
	Ovos de <i>Taenia</i> sp.	44 ovos
	Cistos de <i>Giardia duodenalis</i>	680 cistos
Suspensão 02	Ovos de <i>Fasciola hepatica</i>	22 ovos
	Leveduras de <i>Candida albicans</i>	1.100 leveduras
Suspensão 03	Ovos de <i>Fasciola hepatica</i>	22 ovos
	Ovos de <i>Taenia</i> sp.	44 ovos
	Cistos de <i>Giardia duodenalis</i>	615 cistos
	Leveduras de <i>Candida albicans</i>	1.100 leveduras

FONTE: O autor (2014)

Todas as suspensões foram avaliadas por dois profissionais com mais de 2 anos de experiência na realização de exames coproparasitológicos, a fim de comprovar a presença de todos os parasitos adicionados antes do envio aos laboratórios de análises clínicas, o procedimento orientado para o preparo da lâmina e do exame segue abaixo:

- Homogeneizar a suspensão
- Com o auxílio de uma pipeta coletar uma pequena porção da amostra e depositar sobre uma lâmina de vidro para microscopia
- Adicionar uma gota de lugol e homogeneizar
- Cobrir com lamínula de vidro transparente para microscopia 20x20 mm
- Observar a lâmina inteira, a fim de confirmar a presença dos parasitos ao microscópio de luz branca com objetiva de 10x e 40x

Para o envio das suspensões os tubos de polipropileno com tampa foram vedados com Parafilm® e colocados em suportes de isopor.

4.3 ENVIO DO MATERIAL PARA OS LABORATÓRIOS DE ANÁLISES CLÍNICAS

Os responsáveis pelos laboratórios, que aceitaram participar do presente estudo, receberam uma cópia do esclarecimento da pesquisa; dois termos de consentimento livre e esclarecido, os quais após assinados, uma via ficou em posse do laboratório e a outra com os pesquisadores. Também foi entregue o questionário. As amostras foram transportadas e entregues em uma caixa de papelão, conforme Figura 2.



FIGURA 2 – FORMA DE ARMAZENAMENTO DAS AMOSTRAS PARA ENVIO AOS LABORATÓRIOS DE ANÁLISES CLÍNICAS PARTICIPANTES
FONTE: O autor (2014)

Os responsáveis, pelos laboratórios de análises clínicas, foram informados que em todas as etapas da pesquisa a identificação dos laboratórios seria mediante a códigos e que em nenhum momento a identidade seria divulgada para preservar a confidencialidade. Os laboratórios participantes receberam um prazo de 30 dias para enviar os resultados, no qual não era necessário identificar o laboratorista que realizou o exame.

Após a entrega dos resultados os laboratórios participantes receberam um parecer sigiloso quando ao seu desempenho na pesquisa para, dessa forma, avaliar seu desempenho nesta pesquisa.

4.4 ANÁLISE DOS RESULTADOS

A avaliação dos questionários foi realizada individualmente e confrontada com a literatura. Quanto ao diagnóstico nos exames coproparasitológicos, os laboratórios de análises clínicas participantes foram classificados de acordo com uma escala de pontuação estipulada para este estudo, sendo que cada acerto na identificação do parasito correspondia a mais dois pontos e cada erro menos um ponto. Foram considerados como erros de diagnóstico os resultados falso-negativos e falso-positivos

O número máximo de pontos era de 44 (100%), pois as amostras enviadas continham 22 possíveis diagnósticos a serem realizados de 11 diferentes espécies parasitárias. De acordo com o número de acertos e erros na identificação dos parasitos, os laboratórios participantes foram classificados em muito bons, bons, regulares e insuficientes (QUADRO 5).

QUADRO 5 – CRITÉRIO UTILIZADO PARA CLASSIFICAR O DIAGNÓSTICO PRESTADO PELOS LABORATÓRIOS PARTICIPANTES

Porcentagem de acertos	Classificação do laboratório de análises clínicas
100% - 90%	Muito bom
89% - 80%	Bom
79% - 70%	Regular
> 69%	Insuficiente

FONTE: O autor (2014)

O resumo da metodologia utilizada no estudo por ser observado na Figura 3.

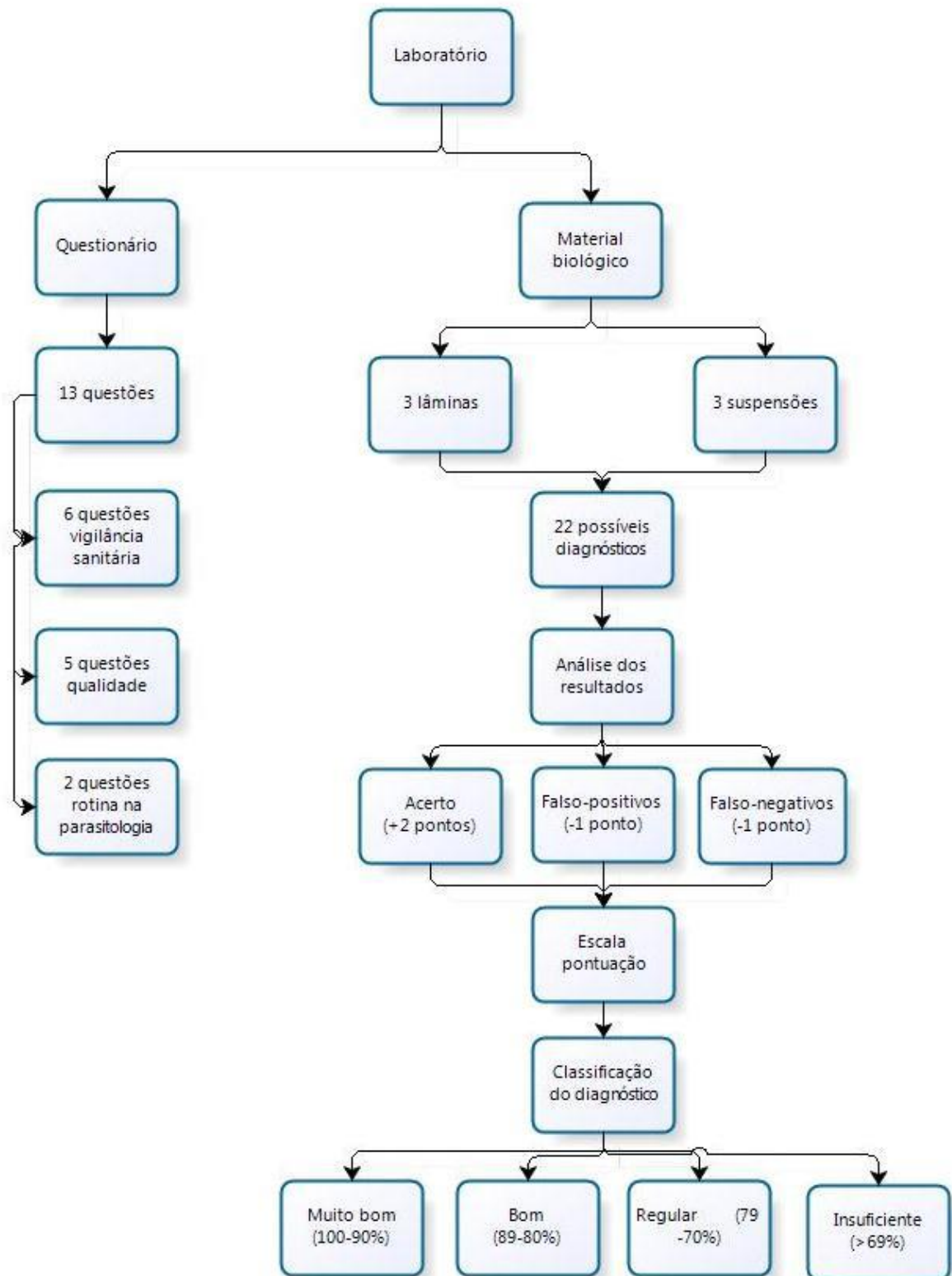


FIGURA 3 – DIAGRAMA DAS ETAPAS REALIZADAS NO TRABALHO
 FONTE: O Autor (2014)

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Foram convidados para participar da pesquisa 32 laboratórios de análises clínicas, dos quais 19 aceitaram participar da pesquisa, sendo 13 localizados em Curitiba e 6 na RMC. A amostragem no presente trabalho correspondeu a aproximadamente 24% do total de laboratórios na região estudada.

5.1 QUESTIONÁRIO

Dentre os laboratórios participantes, 58% são de caráter privado e 42,11% públicos. Desses laboratórios, 47% estão vinculados a hospitais.

Diversos requisitos exigidos pela vigilância sanitária, os quais constam na RDC nº302/2005, parâmetros relacionados com a qualidade e rotina laboratorial foram questionados aos laboratórios de análises clínicas, conforme Tabela 1.

Foi questionado aos laboratórios participantes se havia um setor específico para a realização dos exames coproparasitológicos, uma vez que a infraestrutura é citada na RDC nº 302/2005 e a RDC nº 50/2002 dispõe sobre o regulamento técnico destinado ao planejamento, programação, elaboração, avaliação e aprovação de projetos físicos de estabelecimentos assistenciais de saúde (BRASIL, 2002; BRASIL, 2005). Acredita-se que a questão não foi bem interpretada por alguns laboratórios, visto que alguns não responderam a questão e outros tiveram dúvidas se a pergunta era referente à presença de um setor ou somente a destinação de um espaço físico de outros setores para a realização dos exames, portanto esse item não pode ser avaliado.

TABELA 1 – ITENS QUESTIONADOS AOS LABORATÓRIOS REFERENTES À RDC Nº 302/2005, QUALIDADE E A ROTINA LABORATORIAL

Questionário		Porcentagem de laboratórios que atendem ao item questionado
RDC nº 302/2005	Presença de setor específico (Item 5.3.1)	-
	Presença de POP's (Item 5.1.5)	95
	Orientação quanto à coleta da amostra (Item 6.1.1)	100
	Critérios de aceitação da amostra (Item 6.1.3)	68
	Questionamento sobre uso de medicamentos (Item 6.1.4 j)	21
	Alterações macroscópicas (Item 6.3.3 n)	63
	Controle de qualidade interno (Item 8.1)	42
	Controle de qualidade externo (Item 8.1)	95
Qualidade	Número de lâminas examinadas	1 lamina 74
		2 laminas 16
		3 laminas 11
	Bibliografia disponível	89
	Acreditação	21
Rotina específica do laboratório na parasitologia	Média de exames coproparasitológicos	De 1 a 10 exames/dia 58
		De 11 a 50 exames/dia 32
		Acima de 51 exames/dia 11
	Formação do profissional	Farmacêutico 89
		Biomédico 5
		Biólogo 5
	Número de métodos coproparasitológicos utilizados na rotina	1 42
	2 26	
	3 26	
	4 5	

FONTE: O Autor (2014)

Procedimentos Operacionais Padrão (POP's) no setor de parasitologia estão presentes em 95% dos laboratórios avaliados, valor superior ao observado nos laboratórios da Secretaria Municipal de Saúde do Município de Salvador, Bahia, em que apenas 16,67% dos laboratórios possuíam POP's (SOUZA; AMOR, 2010). Tal documento é fundamental para assegurar a qualidade do processo, sendo que esses devem estar sempre acessíveis aos funcionários (CHAVES, 2010).

Os pacientes devem ser instruídos de forma escrita ou verbal de como realizar a coleta da amostra, e todos os laboratórios avaliados afirmaram passar essas orientações aos seus clientes.

Quando questionado se existe alguma situação em que a amostra de fezes é considerada inadequada e é feita solicitação de recoleta, 68% laboratórios declaram que sim e as situações apontadas foram:

1. Amostras de fezes evacuadas há mais de 24h e em temperatura ambiente
2. Quando há contaminação com urina, terra, água do vaso sanitário ou fungos algodonosos⁶
3. Quantidade insuficiente de amostra
4. Amostras não identificadas corretamente

Uma amostra considerada satisfatória é essencial para que possa ser realizado um exame de qualidade, para isso, a amostra deve ser recém emitida, uma vez que os trofozoítos de protozoários começam a degenerar de 1 a 2 horas após a excreção das fezes. Podem ainda ocorrer alterações morfológicas, dificultando a identificação. Outro ponto a ser citado é o fato que em fezes não recém emitidas a pesquisa de larvas torna-se dificultada (WHO, 1991). Além disso, a amostra deve ter uma quantidade mínima entre 20 a 30 g e o recipiente deve estar identificado corretamente com as informações do paciente. Para obter uma amostra de boa qualidade, as fezes não podem entrar em contato com água e nem urina, pois a água destrói as formas trofozoíticas de protozoários, quando presentes, e a urina interfere na motilidade dos trofozoítos (CRAIG, 1942; ASH; ORIHIL, 1991; WHO, 1991; DE CARLI, 2001; CARROL, 2004; ABNT, 2006; TRABELSI; AOUINET; KHALED, 2012). Portanto todos os laboratórios devem estipular critérios para aceitação da amostra, para, dessa forma, minimizar resultados falso-negativos.

⁶ Tipo de colônia filamentosa

Outros fatores, como algumas substâncias químicas e medicamentos, também podem tornar a amostra insatisfatória. Entre eles estão os antibióticos, como a tetraciclina, a qual destrói a microbiota, podendo causar o desaparecimento temporário dos parasitos; antidiarréicos; bário, utilizado como contraste alguns tipos de exame de imagem, entre outros. Nesses casos, o paciente deve ser informado que a coleta deverá ser adiada por um período de 10 dias (CRAIG, 1942; ASH; ORIHIL, 1991; DE CARLI, 2001; CARROL, 2004; ABNT, 2006; TRABELSI; AOUINET; KHALED, 2012). Entretanto, quando perguntado se havia algum tipo de questionamento aos pacientes sobre o uso de medicamentos apenas 21% alegaram que sim, portanto os demais laboratórios poderiam estar liberando resultados falso-negativos.

Alterações macroscópicas como a consistência, a presença de vermes adultos e/ou proglotes e presença de sangue nas fezes devem ser reportados no laudo, porém 37% dos laboratórios avaliados afirmaram não adicionar essa informação (DE CARLI, 2001; CARROL, 2004).

Os controles de qualidade (CQ) interno e externo (ensaios de proficiência) devem ser realizados pelos laboratórios de análises clínicas. Entretanto, 58% dos laboratórios participantes alegaram não realizar nenhum controle de qualidade interno, infringindo dessa forma a legislação vigente (RDC nº 302/2005). Ao contrário do observado por Souza e Amor (2010) onde nenhum laboratório analisado participava do controle de qualidade externo, no presente trabalho 95% dos laboratórios participam, sendo que 74% participam pelo Programa Nacional de Controle de Qualidade (PNCQ) e 21% pelo ControlLab. Os laboratórios que não realizam os controles de qualidade devem implementá-los, não somente para atender a legislação em vigor e obter a licença sanitária, mas também por serem fundamentais como forma de estimular a qualidade dos exames prestados (AYALA *et al.*, 1974; CASTRO; YOVERA; NÚÑEZ, 1995; NÚÑEZ; GINÓRIO; FINLAY, 1997; NÚÑEZ; FINLAY, 2001).

Sugere-se que o controle de qualidade interno seja interobservador, realizado periodicamente, com amostras fecais processadas na rotina do laboratório, e através do exame de material de referência contendo diferentes parasitos e formas evolutivas.

Alguns itens questionados eram referentes à qualidade, sendo eles: o número de lâminas examinadas, presença de bibliografia disponível para pesquisa e gestão da qualidade (TABELA 1) (SMITH, 1979; HAWTHORNE *et al.*, 1992).

Tibiriçá *et al.* (2009) observaram que o exame de apenas 1 lâmina proporciona para o método de sedimentação espontânea o número mínimo de lâminas que devem ser visualizadas são 3, pois fornece 87,5% de sensibilidade e 99,3% de especificidade, porém o número considerado padrão-ouro são 5, uma vez que proporciona 100% de sensibilidade e especificidade (QUADRO 6) (TIBIRIÇÁ *et al.*, 2009). A maioria dos laboratórios avaliados no presente estudo (74%) examina apenas 1 lâmina em cada método empregado, número inferior ao observado por Souza e Amor (2010) na cidade de Salvador, onde os laboratórios avaliados examinavam 2 lâminas. Embora consuma mais tempo, os laboratoristas deveriam examinar no mínimo 3 lâminas em cada método para cada amostra, dessa forma, aumentando a sensibilidade do exame e reduzindo os resultados falso-negativos.

QUADRO 6 – SENSIBILIDADE E ESPECIFICIDADE DO MÉTODO DE SEDIMENTAÇÃO ESPONTÂNEA

Resultado	Lâmina 1	Lâmina 3	Lâmina 3	Lâmina 4	Lâmina 5
Negativo	4473	4421	4401	4381	4369
Positivo	152	204	224	244	256
Total	4625	4625	4625	4625	4625
Sensibilidade	59,4%	79,7%	87,5%	95,3%	100%
Especificidade	97,7%	98,8%	99,3%	99,7%	100%

FONTE: TIBIRIÇÁ *et al.* (2009)

Dentre os laboratórios analisados, 89 % afirmaram possuir bibliografia disponível para pesquisa e de acordo com Smith (1979), Castro, Yovera e Núñez (1995) e Laird *et al.* (1997) a existência de material de referência é essencial para a melhora do diagnóstico coproparasitológico.

A acreditação não é de caráter obrigatório e tem por finalidade comprovar a implementação de um sistema de qualidade, objetivando a melhoria contínua dos serviços prestados, entretanto dentre os laboratórios avaliados 21% são acreditados (DICQ, 2012; ONA, 2012).

A média de exames coproparasitológicos, nos laboratórios participantes, variou entre 1 e 150 exames/dia, sendo que a maior parte dos laboratórios (58%) realiza de 1 a 10 exames/dia.

Com relação à formação dos profissionais, 89% dos laboratórios declararam que os exames coproparasitológicos são feitos por farmacêuticos, 5% por biomédicos e 5% com formação em ciências biológicas.

Existem diversos métodos para a realização de exames coproparasitológicos, sendo que cada um possui especificidade e sensibilidade diferente para cada parasito. Nenhum método isolado é capaz de diagnosticar todas as formas parasitárias, portanto os laboratórios de análises clínicas devem associar mais de um método para, dessa forma, ampliar a pesquisa de diferentes parasitos e reduzir os resultados falso-negativos (CHAVES *et al.*, 1979; NUNES *et al.*, 1993; SOUZA; AMOR, 2010).

A maioria dos laboratórios participantes afirmou utilizar 2 ou mais métodos coproparasitológicos na rotina laboratorial, sendo o método de Hoffman, Pons e Janer o método mais utilizado (95%), e o único método realizado por 37% laboratórios participantes, conforme observado na Figura 4. Resultado semelhante foi observado na cidade de Salvador, onde o método mais utilizado foi o de Hoffman, Pons e Janer, seguido do método de Faust *et al.* (SOUZA; AMOR, 2010). Acredita-se que alguns laboratórios possam ter interpretado a questão como quais métodos estão disponíveis no laboratório, e não quais são utilizados na rotina para todas as amostras, sem haver solicitação para um método específico.

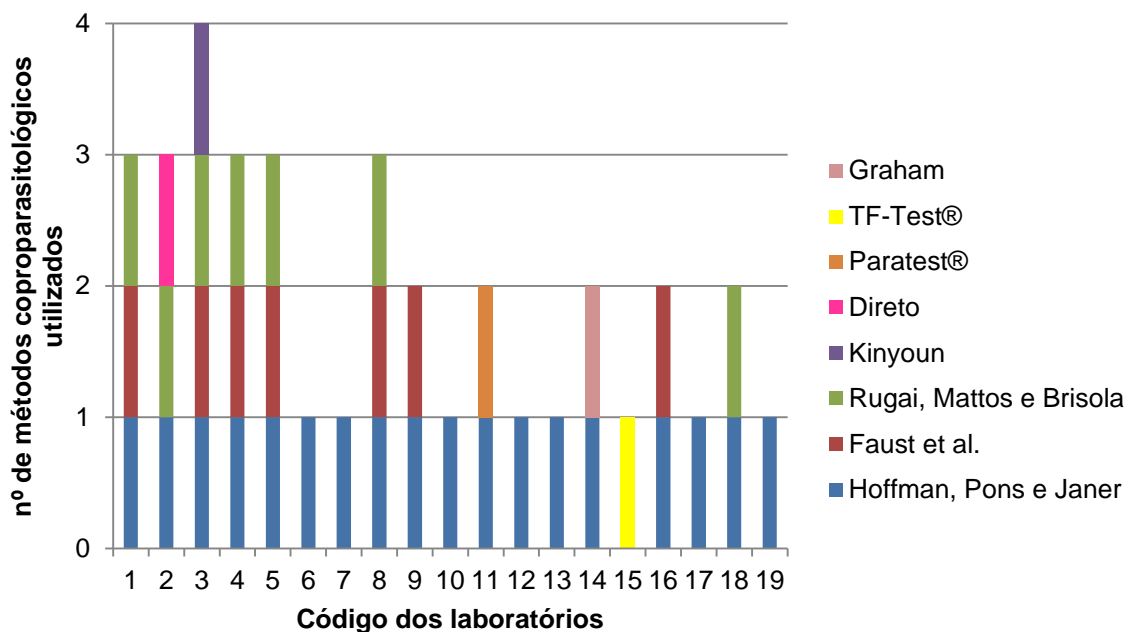


FIGURA 4 – MÉTODOS COPROPARASITOLÓGICOS UTILIZADOS NA ROTINA PELOS LABORATÓRIOS PARTICIPANTES DA PESQUISA
 FONTE: O autor (2014)

O método de Hoffman, Pons e Janer (1934) ou Lutz (1919) é baseado na sedimentação espontânea de elementos parasitários em água, possui como vantagens a facilidade de execução, baixo custo e não necessidade de equipamentos (HOFFMAN; PONS; JANER, 1934; DE CARLI, 2001). Permite a pesquisa de ovos, larvas e cistos, porém possui baixa sensibilidade para o diagnóstico de larvas (40%) e cistos (62%) (NUNES *et al.*, 1993; SOUZA; AMOR, 2010; CANTOS; GALVÃO; LINÉCIO, 2011). Devido à grande quantidade de detritos fecais no sedimento, o diagnóstico se torna mais difícil, principalmente em amostras com baixa carga parasitária (DE CARLI, 2001; CANTOS; GALVÃO; LINÉCIO, 2011). Possivelmente a maioria dos laboratórios utiliza esse método devido ao baixo custo, sendo o custo aproximado de R\$0,05 por amostra (VIDAL; CATAPANI, 2005).

O método de Faust *et al.* foi o segundo método mais utilizado pelos laboratórios avaliados (37%) e tem como princípio a centrifugo-flutuação em uma solução de sulfato de zinco com densidade de 1,18 g/mL (FAUST *et al.*, 1938), o custo aproximado do exame é de R\$ 0,30 (VIDAL; CATAPANI, 2005). O método baseia-se na diferença de densidade entre os elementos parasitários e a solução de sulfato de zinco, fornecendo um campo com pouca quantidade de detritos (FAUST *et al.*, 1939; SHRIVASTAV, 1954; FAUST; RUSSEL, 1957). Esse método é especialmente útil para a pesquisa de protozoários (NUNES *et al.*, 1993; CANTOS; GALVÃO; LINÉCIO, 2011).

O método de Rugai, Mattos e Brisola (1954), utilizado por 37% dos laboratórios, é indicado para a pesquisa de larvas de nematódeos e baseia-se no termo e hidrotropismo positivo das larvas. Por não utilizar equipamentos e reagentes comerciais o método custa aproximadamente R\$0,10 (preço calculado pelo autor).

Um dos laboratórios (5%) utiliza o *kit* comercial Paratest®, o qual custa em torno de R\$ 1,70 e é produzido pela empresa Diagnostek. O kit é composto por um frasco contendo como diluente e conservante uma solução de formaldeído 5%, tamponado com tampão fosfato de sódio pH 7,0. A tampa do frasco possui uma membrana filtrante com poros de 266 µm, o que permite a passagem das formas parasitárias e retém parte dos detritos fecais. Permite a pesquisa de ovos, larvas e cistos, além disso, é um método prático e rápido (PEREIRA *et al.*, 2007; DIAGNOSTEK, 2013).

O método direto, utilizado na rotina somente por 5% dos laboratórios participantes, é uma importante ferramenta, pois é um método simples e proporciona um diagnóstico rápido em casos de alta carga parasitária. Permite a pesquisa de trofozoítos através da observação da motilidade em fezes recém-emitidas e não conservadas (WHO, 1991; DE CARLI, 2001; CREDE, 2004). Como desvantagem, esse método não utiliza uma quantidade de fezes representativa e o campo de visualização possui muita quantidade de detritos, o que dificulta a visualização dos parasitos quando presentes (MACHADO *et al.*, 2001).

Apenas 5% dos laboratórios utiliza em sua rotina o método de Kinyoun modificado, o qual consiste de uma coloração em esfregaço de fezes para a pesquisa de oocistos de *Cryptosporidium*, *Cystoisospora* e *Cyclospora*, baseando na propriedade de ácido-resistência do coccídio (NETO *et al.*, 1996; DE CARLI, 2001; SHIMIZU, 2004). Esse método é de suma importância, visto que esses coccídios são reconhecidos como uma importante causa de diarreia grave, principalmente em pacientes imunodeprimidos (SHIMIZU, 2004; AGHOLI; HATAM; MOTAZEDIAN, 2013; DE, 2013). O método torna-se ainda mais importante uma vez que devido ao tamanho inferior a 10 µm, o diagnóstico de *Cryptosporidium* e *Cyclospora* depende exclusivamente de métodos que evidenciem sua morfologia. A possível explicação para a baixa adesão a esse método, apesar de sua significativa importância, seria a complexidade do método, por ser laborioso e com maior custo financeiro.

O método de Graham, também conhecido como método da fita gomada, utilizado por 5% dos laboratórios participantes, é indicado para a pesquisa de *Enterobius vermicularis*, possuindo alta sensibilidade para o diagnóstico desse parasito quando comparado aos demais métodos (GRAHAM, 1941; BELTRAN; HARA; TELLO, 2005). Esse método deveria ser de rotina ao ser solicitado exame coproparasitológico, principalmente em crianças com histórico de prurido anal.

Um laboratório analisado (5%) utiliza o *kit* comercial TF-Test®, o qual custa em torno de R\$ 3,75 e é constituído por três tubos coletores-usuário, um tubo de centrifugação e um conjunto de filtros contendo duas telas metálicas, é comercializado pela empresa BioBrasil. O diferencial desse método é unificação das três coletas em uma só análise, concentrando as amostras e aumentando a sensibilidade em 17,9% para a pesquisa de parasitos (BIOBRASIL, 2014).

5.2 AVALIAÇÃO DOS RESULTADOS DAS AMOSTRAS ENVIADAS

Foram enviados para todos os laboratórios lâminas e suspensões que possibilitavam 22 diagnósticos, porém foi observado que 58% dos laboratórios relataram um número superior de resultados e em todos os laboratórios o diagnóstico foi incompleto (GRÁFICO 1). Tais valores foram superiores ao observado por Castro, Yovera e Núñez (1995), os quais mostraram que nos centros de saúde das Cidades de Lima e Callao, ambas no Peru, 26,8% dos laboratórios diagnosticaram mais parasitos do que o enviado e o diagnóstico incompleto ocorreu em 21,8% dos laboratórios avaliados.

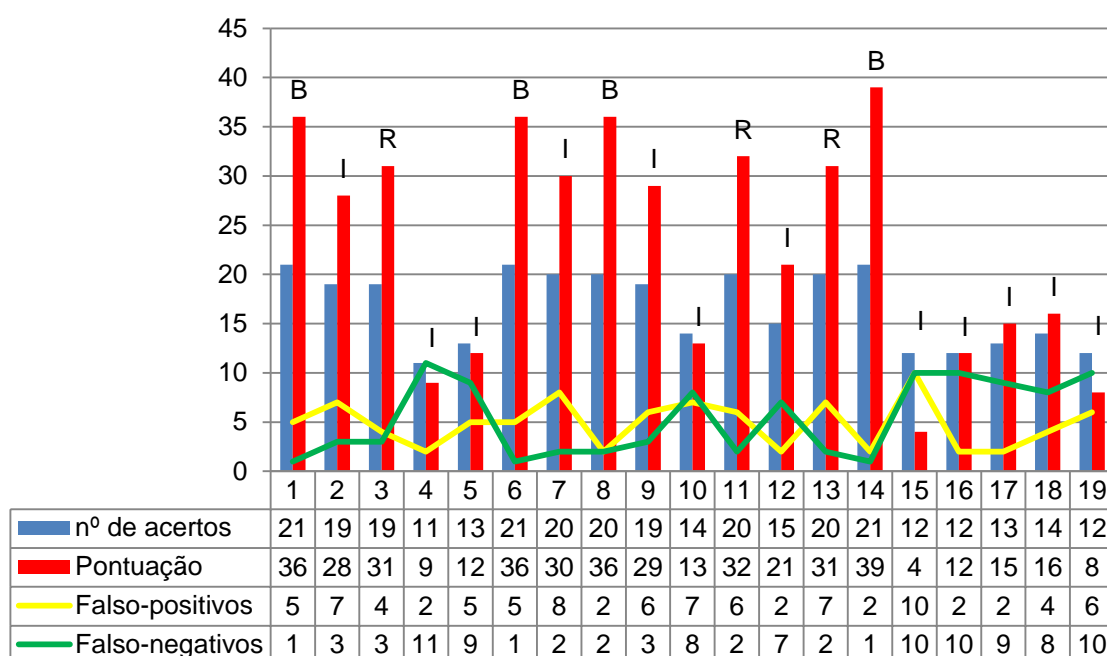


GRÁFICO 1 – NÚMERO DE DIAGNÓSTICOS CORRETOS, FALSO-POSITIVOS, FALSO-NEGATIVOS E PONTUAÇÃO ATINGIDA PELOS LABORATÓRIOS AVALIADOS

FONTE: O autor (2014)

NOTA: MB – Muito bom; B – bom; R – regular; I – Insuficiente.

No total houve 92 (22,01%) resultados falso-positivos, ou seja, foram diagnosticados espécies e formas evolutivas de parasitos que não foram adicionados nas preparações. Em estudo semelhante realizado por Ayala *et al.* (1974), na cidade de Cali, Colômbia, também foram observados resultados falso-positivos (5,77%), os autores atribuíram esses resultados ao conhecimento por parte dos laboratoristas da alta prevalência de enteroparasitos na população colombiana e por alguns profissionais se sentirem na obrigação de encontrar parasitos mesmo que

não estejam presentes. No presente estudo, além dos pontos abordados por Ayala *et al.* (1974), os resultados falso-positivos também podem ser devido ao fato dos laboratórios terem o conhecimento de que estão sendo avaliados, dessa forma, se sentem na obrigação de encontrar parasitos.

Foram relatados 102 (24,40%) resultados falso-negativos, valor inferior ao observado por Ayala *et al.* (1974) (53,21%). Esse resultado pode ser devido ao desconhecimento das formas parasitárias por parte dos laboratoristas ou a presença de mais de um parasito na mesma amostra, uma vez que grande parte dos erros no diagnóstico de enteroparasitos se dá pela dificuldade na identificação de protozoários e na detecção de ovos e cistos quando há mais de um parasito presente na mesma amostra (SMITH, 1979; EAMSOBHANA; BORANINTRA, 1989; HAWTHORNE *et al.*, 1992; EAMSOBHANA; BORANINTRA, 1993; KETTELHUT *et al.*, 2003).

A Tabela 2 demonstra a porcentagem de laboratórios que identificaram corretamente os parasitos, e a Tabela 3 os resultados falso-positivos para cada tipo de preparação. Falso-positivos foram diagnosticados por todos os laboratórios avaliados, variando entre 1 e 10 parasitos não existentes.

TABELA 2 – PORCENTAGEM DE LABORATÓRIOS QUE IDENTIFICARAM CORRETAMENTE OS PARASITOS PARA CADA TIPO DE PREPARAÇÃO

Preparação	Identificação correta dos parasitos em %					
	Lâmina			Suspensão		
	1	2	3	1	2	3
Ovos de <i>Ascaris lumbricoides</i>	100	-	100	90	-	-
Ovos de <i>Hymenolepis nana</i>	94	-	-	-	-	-
Ovos de <i>Enterobius vermicularis</i>	84	-	47	-	-	-
Ovos de <i>Trichuris trichiura</i>	74	-	63	-	-	-
Ovos de <i>Taenia</i> sp.	79	-	-	68	-	63
Ovos de Ancilostomídeos	95	-	-	-	-	-
Ovos de <i>Fasciola hepatica</i>	-	-	-	-	58	53
Cistos de <i>Giardia duodenalis</i>	95	-	89	74	-	74
Cisto de <i>Iodamoeba bütschlii</i>	-	-	37	-	-	-
Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	84	-	95	-	-	-
Larva rabditoide de Ancilostomídeo	-	47	-	-	-	-

TABELA 3 – PORCENTAGEM DE LABORATÓRIOS QUE RELATARAM RESULTADOS FALSO-POSITIVOS PARA PARASITOS EM CADA TIPO DE PREPARAÇÃO

Preparação	Falso-positivos em %					
	Lâmina			Suspensão		
	1	2	3	1	2	3
Ovos de <i>Ascaris lumbricoides</i>	-	-	-	-	11	5
Ovos de <i>Hymenolepis diminuta</i>	11	-	-	-	-	-
Ovos de <i>Hymenolepis nana</i>	-	-	11	5	-	-
Ovos de <i>Enterobius vermicularis</i>	-	-	-	-	-	5
Ovos de <i>Trichuris trichiura</i>	-	-	-	-	-	5
Ovos de <i>Taenia</i> sp.	-	-	16	-	-	-
Ovos de Ancilostomídeos	-	-	16	26	5	21
Ovos de <i>Diphyllobothrium latum</i>	-	-	-	21	11	11
Cistos de <i>Entamoeba coli</i>	-	-	-	-	21	11
Cistos de <i>Entamoeba histolytica</i>	5	-	21	-	-	-
Cistos de <i>Endolimax nana</i>	58	-	58	-	26	21
Cistos de <i>Giardia duodenalis</i>	-	-	-	-	5	-
Cistos de <i>Chilomastix mesnili</i>	-	-	-	-	5	5
Cistos de <i>Balantidium coli</i>	-	-	-	-	5	-
Oocistos de <i>Cryptosporidium parvum</i>	-	-	-	-	-	5
Larva de <i>Strongyloides stercoralis</i>	-	42	-	-	5	-

FONTE: O autor (2014)

Algumas especulações podem surgir para justificar o grande número de erros no diagnóstico. A espécie *Ascaris lumbricoides* foi a que obteve menor número de erros, porém houve 15,79% de resultados falso-positivos. O grande número de acertos provavelmente se dê pela típica morfologia dos ovos e a alta carga parasitária nas preparações. O correto diagnóstico deste parasita é de elevada importância, pois é uma das espécies mais comuns e infecta cerca de 1,2 bilhões de pessoas no mundo (WHO, 2004; BETHONY *et al.*, 2006; DOLD; HOLLAND, 2011). Diversas complicações podem ocorrer no indivíduo parasitado decorrente da infecção maciça ou migração errática das larvas, podendo causar, por exemplo, obstrução intestinal e apendicite, os quais podem levar o indivíduo a óbito, sendo que anualmente são atribuídas 60.000 mortes no mundo diretamente à infecção por *Ascaris lumbricoides* (MONTRESOR *et al.*, 1998; FERREIRA; LALA; MONTEIRO, 2006).

O diagnóstico de *Ascaris lumbricoides* é realizado principalmente pela demonstração dos ovos do helminto nas fezes, sendo que os ovos podem estar férteis ou inférteis, descorticados ou não (WHO, 1991; NÚÑEZ; GINORIO; FINLAY, 1997; WHO, 2004). No presente estudo foi adicionado na suspensão ovos de *Ascaris suum* provenientes da dissecação de vermes adultos, e nesse tipo de material aparecem ovos descorticados em maior número do que em amostra fecal. Possivelmente os ovos inférteis descorticados de *Ascaris suum*, os quais medem 85-

95 x 43-47 μm , foram identificados erroneamente por 47% dos laboratórios, visto que relataram a presença de ovos de ancilostomídeos ou ovos de *Diphyllobothrium latum*. A possível troca do diagnóstico de ovos inférteis descorticados de *Ascaris suum* por ovos de ancilostomídeos é preocupante, pois os ovos de ancilostomídeos são menores (60-75 x 36-40 μm) e possuem uma fina e única membrana, todavia tal erro não acarretará em problemas no tratamento, pois para ambos parasitos as drogas que podem ser utilizadas são albendazol, mebendazol, pamoato de pirantel e levamisol (WHO, 2004; BETHONI *et al.*, 2006). *Diphyllobothrium latum* é um parasito intestinal, também conhecido como “tênia do peixe”, adquirido pela ingestão de peixe cru, mal cozido ou defumado em temperatura inadequada (GONÇALVES; ARAÚJO; FERREIRA, 2003; SANTOS; FARO, 2005). Os ovos são ovóides, possuem um opérculo em um dos pólos e no extremo oposto costuma haver um pequeno tubérculo e medem 58-76 x 40-51 μm (EDUARDO *et al.*, 2005; SANTOS; FARO, 2005). Nesse caso, o erro diagnóstico implicará em um tratamento errôneo, pois a droga de escolha é o praziquantel, sendo a niclosamina uma alternativa, e os efeitos adversos atribuídos a essas drogas incluem: náusea, vômito, perda de apetite, dor de cabeça, sonolência, entre outros (EDUARDO *et al.*, 2005; SCHOLZ *et al.*, 2009; CAETANO, 2010).

Duas espécies de *Hymenolepis* podem infectar os humanos, *Hymenolepis nana* e *Hymenolepis diminuta*, sendo que a primeira é considerada o cestódeo mais prevalente em humanos, principalmente em crianças (ROCHA *et al.*, 1981; CHERO *et al.*, 2007; MAGALHÃES *et al.*, 2013). Em geral, a infecção por *Hymenolepis nana* é assintomática, porém em infecções maciças pode ocorrer diarreia grave, dor abdominal, irritabilidade, prurido anal ou nasal, perda de apetite, entre outros (CHERO *et al.*, 2007; MAGALHÃES *et al.*, 2013). Ovos de *Hymenolepis nana* foram adicionados em uma das lâminas enviadas para análise, os ovos desta espécie medem 30-47 μm de diâmetro e possuem uma membrana externa fina e outra membrana envolvendo o embrião hexacanto, na qual partem de quatro a oito filamentos em direção aos polos. Os ovos não foram identificados por 5% dos laboratórios e como falso-positivo por 16% dos laboratórios (WHO, 2004). Houve 11% de resultados falso-positivos para ovos de *Hymenolepis diminuta*, os quais são maiores que os de *Hymenolepis nana* medindo 70-85 x 60-80 μm , possuem duas

membranas, uma interna que envolve o embrião hexacanto e outra externa mais espessa (WHO, 2004).

Ovos de *Enterobius vermiculares* não são comumente encontrados em exames coproparasitológicos de rotina, os quais possuem baixa sensibilidade para o parasito, sendo positivo em 5 a 15% dos casos (COOK, 1994). Esse parasita infecta aproximadamente 200 milhões de pessoas no mundo, a infecção possui como principal sintoma o prurido anal que pode causar lesões levando a sangramentos e infecções bacterianas secundárias (WHO, 1987; COOK, 1994; NORHAYATI *et al.*, 2003). Os ovos de *Enterobius vermiculares* não foram identificados por 53% dos laboratórios nas lâminas enviadas, e houve 5% de resultado falso-positivo na suspensão. Os ovos medem 55-60 x 25-30 μm , possuem membrana dupla com um lado achatado e outro convexo e com um embrião ou larva no seu interior (CHOI *et al.*, 2010). A baixa porcentagem de acerto no diagnóstico desse parasita pode ser devido ao fato de que a lâmina continha apenas um ou dois ovos do parasito, indicando que possivelmente a lâmina não foi examinada inteiramente ou haja dificuldade no reconhecimento da morfologia, já que não é um parasito que normalmente é diagnosticado nos exames coproparasitológicos de rotina.

Dentre os laboratórios avaliados, 47% não identificaram ovos de *Trichuris trichiura* nas lâminas, embora em baixa carga parasitária nas amostras enviadas, os ovos desse helminto possuem morfologia característica o que sugere que não foram examinados todos os campos da lâmina. Medem entre 50-55 x 22-24 μm , possuem formato oval e uma saliência mucoide em cada pólo. Houve um resultado falso-positivo para *Trichuris trichiura* em uma das suspensões. Acredita-se que *Trichuris trichiura* infecta um bilhão de pessoas em todo o mundo, sendo mais prevalente em crianças (WHO, 2004; NORHAYATI *et al.*, 2003). A morbidade associada ao parasito varia de acordo com a carga parasitária, sendo que nas infecções maciças pode ocorrer diarreia crônica, prolapso retal, anemia, entre outros (WHO, 1987; STEPHENSON; HOLLAND; COOPER, 2000).

Taenia solium e *Taenia saginata* são responsáveis pela teníase humana, a qual é frequentemente assintomática (CRUZ *et al.*, 1989; CHAPMAN *et al.*, 1995). Entretanto, *Taenia solium* infecta aproximadamente 50 milhões de pessoas no mundo e é considerado mais problemática, uma vez que a ingestão dos ovos viáveis do parasita pode causar cisticercose, a qual leva a óbito no mundo cerca de 50.000

peessoas anualmente (CHAPMAN *et al.*, 1995; EDDI; NARI; AMANFU, 2003). Os ovos dessas duas espécies são idênticos morfológicamente, medindo 35-43 µm de diâmetro, com uma membrana radiada e o ovo contém um embrião hexacanto (CHAPMAN *et al.*, 1995; WHO, 2004). Dentre os laboratórios avaliados, 42% não identificaram os ovos de *Taenia* sp., na lâmina ou nas suspensões, e 16% não identificaram os ovos em nenhuma preparação enviada. Tal fato é preocupante tendo em vista que pode se tratar de uma infecção por *Taenia solium*, a qual é grave, uma vez que pode ocorrer autoinfecção levando à cisticercose (CRUZ *et al.*, 1989).

Estima-se que 1,3 bilhões de pessoas no mundo estão infectadas por ancilostomídeos, sendo que as duas principais espécies que infectam humanos são *Necator americanus* e *Ancylostoma duodenale*, sendo o primeiro o mais prevalente (LOUKAS; PROCIV, 2001; HOTEZ *et al.*, 2004; WHO, 2004). A infecção causa perda de sangue que pode levar à anemia por deficiência de ferro, visto que o parasito se alimenta da mucosa e sangue do hospedeiro. A intensidade das manifestações clínicas são proporcionais ao número de parasitos adultos no intestino (STOLTZFUS *et al.*, 1997; LOUKAS; PROCIV, 2001; SMITH; BROOKE, 2010). O diagnóstico da ancilostomíase, em geral, consiste na demonstração de ovos no material fecal, os quais medem 60-75 x 36-40 µm, possui uma fina membrana com um espaço claro até a célula-ovo (WHO, 2004), porém um laboratório não identificou os ovos na lâmina enviada. Na lâmina onde havia somente larvas rabditóides de ancilostomídeos, 47% dos laboratórios as identificaram corretamente, 42% diagnosticaram como larvas de *Strongyloides stercoralis* e 11% relataram como resultado negativo. Esse erro pode ser devido ao fato de que na maioria das vezes a forma larvária encontrada nas fezes é de *Strongyloides stercoralis*. Entretanto, se uma amostra contiver ovos embrionados de ancilostomídeos, houver demora no processamento e a mesma não tiver sido conservada ou refrigerada, no exame podem estar presentes larvas rabditóides de ancilostomídeos (SHAWAR, 2004). A larva rabditoide de *Strongyloides stercoralis*, ao contrário da larva rabditoide de ancilostomídeos, possui vestíbulo bucal curto e primórdio genital evidente (PESSÔA, 1969; REY, 2008; CIMERMAN; CIMERMAN, 2010). Esses detalhes morfológicos podem ser difíceis de serem observados se não há treinamento contínuo do profissional e se os aparelhos óticos não estejam

ajustados quanto à qualidade e intensidade de luz. Esse erro levará a um tratamento errôneo, uma vez que as drogas indicadas para infecções por ancilostomídeos incluem o albendazol, mebendazol, pamoato de pirantel e levamisol, para a strongiloidíase a droga recomendada é ivermectina, a qual possui como efeitos adversos tontura, diarreia e prurido. Também pode ser utilizado como alternativa para o tratamento de *Strongyloides stercoralis* o tiabendazol e o albendazol (BETHONY *et al.*, 2006; MARCOS *et al.*, 2008; OLSEN *et al.*, 2009; CAETANO, 2010; KHIEU *et al.*, 2013). Estima-se que *Strongyloides stercoralis* infecta de 30 a 100 milhões de pessoas no mundo, esse parasito é especialmente importante em pacientes imunodeprimidos, uma vez que pode causar hiperinfecção disseminada com taxa de mortalidade chegando a 87% (BETHONY *et al.*, 2006; MARCOS *et al.*, 2008; OLSEN *et al.*, 2009; KHIEU *et al.*, 2013).

Fasciola hepatica é um trematoda cosmopolita que parasita os ductos biliares de diversos mamíferos, sendo os humanos hospedeiros acidentais, está distribuído em todos os continentes (MAS-COMA; ESTEBAN; BARGUES, 1999; OLIVEIRA *et al.*, 2007; SÁNCHEZ *et al.*, 2012). Os ovos de *Fasciola hepatica* não foram identificados por 53% dos laboratórios em pelo menos uma das suspensões, embora os ovos sejam grandes e meçam 130-150 x 63-90 µm. Tal dificuldade no diagnóstico de *Fasciola hepatica* já havia sido relatada sendo frequente em estudos similares (LAIRD *et al.*, 1997; NÚÑEZ; GINORIO; FINLAY, 1997; NÚÑEZ; FINLAY, 2001; WHO, 2004; SÁNCHEZ *et al.*, 2012). Essa falha no diagnóstico deve-se possivelmente ao desconhecimento do parasita por parte do profissional. Embora pouco prevalente em humanos no Estado do Paraná, casos de fasciolíase hepática humana já foram relatados em Curitiba e na região metropolitana, e a partir da década de 70, esse parasito tornou-se importante em saúde pública devido ao aumento do número de casos de pessoas infectadas no mundo todo (AMARAL; BUSETTI, 1979; NETO *et al.*, 1999; MAS-COMA; ESTEBAN; BARGUES, 1999; OLIVEIRA *et al.*, 2007; SÁNCHEZ *et al.*, 2012). O diagnóstico correto de infecção por *Fasciola hepatica* é fundamental, uma vez que o parasito pode causar lesões hepáticas, inflamação crônica, obstrução mecânica do ducto biliar, entre outros (GRAHAM; BRODIE; WELLER, 2001; KEISER *et al.*, 2005). Outro erro preocupante foi a possível troca por 26% dos laboratórios do diagnóstico de ovos de *Fasciola hepatica* por ovos de ancilostomídeos, pois o tratamento é distinto, embora a

literatura aponte que o mebendazol possa ser eficaz para fasciolose é necessário tratamento por três semanas, o que pode prejudicar a adesão ao tratamento pelo paciente, sendo o triclabendazol a droga mais segura e eficaz para *Fasciola hepatica* (KEISER *et al.*, 2005; CABADA; WHITE, 2012; SÁNCHEZ *et al.*, 2012). Contudo, para que essa droga possa ser disponibilizada para tratamento, o triclabendazol deve ser solicitado na indústria farmacêutica Novartis, ou se não houver em estoque, pode ser obtida através da Pharmaworld/Victoria Apotheke em Zurique, Suíça (KEISER *et al.*, 2005).

Giardia duodenalis é uma espécie de enteroprotzoário cosmopolita e estima-se que infecta cerca de 2,8 milhões pessoas no mundo a cada ano, principalmente crianças na faixa etária de 0-5 anos de idade (ALI; HILL, 2003). O diagnóstico da giardíase é realizado, principalmente, pela demonstração de trofozoítos ou cistos do parasito nas fezes, entretanto nas amostras enviadas continham apenas cistos, os quais são redondos ou ovais, medem 11-14 x 7-10 µm, possuem quatro núcleos, axonemas e corpos medianos (FLANAGAN, 1992; ORTEGA; ADAM, 1997; TIMOTHY; HILL, 2001). Cistos de *Giardia duodenalis* foram enviados em alta carga parasitária em duas das lâminas e em duas das suspensões, porém 37% dos laboratórios não identificaram os cistos em pelo menos uma das amostras enviadas. Importante ressaltar que um dos laboratórios (5%) não diagnosticou o parasito em nenhuma das amostras enviadas. Apesar da maioria dos infectados se apresentarem assintomáticos, podem ocorrer manifestações clínicas como diarreia crônica, má-absorção de nutrientes e perda de peso (CARDOSO *et al.*, 1995; ALI; HILL, 2003).

Iodamoeba bütschlii é uma das espécies de ameba intestinal considerada não patogênica e com distribuição cosmopolita (ZAMAN; HOWE; NG, 1998; MACHADO; SANTOS; COSTA-CRUZ, 2008). Os cistos podem facilmente serem identificados pela presença de uma grande massa de glicogênio no citoplasma, também chamado de vacúolo de glicogênio, porém 63% dos laboratórios participantes não identificaram os cistos presentes na amostra enviada (ZAMAN; HOWE; NG, 1998).

Cistos de *Entamoeba coli* que estavam presentes em duas lâminas enviadas, não foram identificados por 21% dos laboratórios. Os cistos são esféricos ou ligeiramente ovoides, medem 15-25 µm e possuem de um a oito núcleos (REY, 2008). Assim como *Iodamoeba bütschlii*, esse protozoário é comensal e não

patogênico, porém pode ser considerado como indicador das condições sócio-sanitárias, Também está relacionado ao nível que um indivíduo está exposto à enteroparasitos, já que possui implicação na epidemiologia das enteroparasitoses, pois o mecanismo de transmissão é o mesmo de diversos parasito (ROCHA *et al.*, 2000; PEZZI; TAVARES, 2007; BASSO *et al.*, 2008; MACHADO; SANTOS; COSTA-CRUZ, 2008).

Leveduras são fungos unicelulares, capazes de cumprir funções vegetativas e reprodutivas (TRABULSI; ALTERTHUM, 2005). Possivelmente 42% dos laboratórios avaliados identificaram as leveduras de *Candida albicans* como sendo cistos de *Endolimax nana* e/ou *Entamoeba coli*, ambos não considerados patogênicos.

Outro resultado falso-positivo alarmante foi a identificação de cistos de *Entamoeba histolytica*, os quais medem 10-16 μm , por 26% dos laboratórios nas lâminas (WHO, 2004). Esse protozoário é o agente etiológico da amebíase, doença que acomete 40 milhões de pessoas no mundo e leva a óbito de cerca de 50.000 indivíduos anualmente (GATTI *et al.*, 2002). Tal erro acarretará em um tratamento desnecessário, pois as droga de escolha para o tratamento da amebíase assintomática é furoato de diloxamida e paromomicina (McAULEY *et al.*, 1992; BLESSMANN; TANNICH, 2002). Embora sejam drogas que levam a altas taxas de cura, podem causar diversos efeitos adversos que incluem dores abdominais, vômitos, diarreia, prurido anal, entre outros. Além disso, a paromomicina é uma droga considerada nefrotóxica e ototóxica (BLESSMANN; TANNICH, 2002). Esses laboratórios relataram apenas como *Entamoeba histolytica*, o que é outro erro, visto que esse protozoário é idêntico morfológicamente com a espécie não patogênica *Entamoeba dispar*, portanto no laudo apenas com a análise microscópica deve constar como *Entamoeba histolytica/dispar* (HAQUE *et al.*, 1995; GATTI *et al.*, 2002).

De acordo com a escala de pontuação estipulada, nenhum laboratório foi classificado como muito bom no diagnóstico de enteroparasitos, a maior parte dos laboratórios teve seu desempenho classificado como insuficiente (63%) (GRÁFICO 1 e TABELA 4). Estudo semelhante realizado por Castro, Yovera e Núñez (1995), porém utilizando critérios diferentes, mostrou que 10% dos laboratórios avaliados foram classificados como muito bons, 13,3% bons, 50% regular e 26,7% insuficientes.

TABELA 4 – CLASSIFICAÇÃO DOS LABORATÓRIOS NO DIAGNÓSTICO COPROPARASITOLÓGICO

Classificação do diagnóstico coproparasitológico	Lâminas	Suspensões	Geral
Muito bom (100 - 90%)	10%	5%	-
Bom (89 – 80%)	11%	11%	21%
Regular (79 – 70%)	16%	21%	16%
Insuficiente (>69%)	63%	63%	63%

FONTE: O autor (2014)

Núñez, Ginorio e Finlay (1997) realizaram em 1993, na cidade Havana, Cuba, um controle de qualidade dos exames coproparasitológicos envolvendo 77 laboratórios da rede pública. Neste estudo, 66,6% dos laboratórios foram aprovados, de acordo com a escala proposta pelos autores. No mesmo ano, foram realizados cursos teórico-práticos ofertados para os 77 laboratórios, porém apenas 46 laboratórios enviaram pelo menos um técnico ou profissional. Foi observado que 71,7% dos laboratórios que participaram da intervenção educativa tiveram suas qualificações aumentadas significativamente (NÚÑEZ *et al.*, 1998).

Também em Cuba, Laird *et al.* (1997) realizaram nas províncias de Camagüey e Las Tunas, um controle de qualidade semelhante ao trabalho anterior, no qual foram avaliados 42 e 25 centros de saúde, respectivamente. Foram classificados como bons apenas 2,4% dos centros em Camagüey e 2,8% em Las Tunas. Além disso, foi demonstrado que 72% dos profissionais cubanos que realizavam exames coproparasitológicos possuíam falhas na identificação de parasitos, após dois cursos de treinamento em Parasitologia Médica, o estudo foi refeito e mostrou que 80% dos laboratoristas obtiveram bons resultados (PÉREZ *et al.*, 1996).

Eamsobhana e Boranintra (1989) em um estudo realizado na Tailândia, mostraram que 55% dos laboratórios participantes identificaram corretamente ovos de helmintos e larvas, porém apenas 29% detectaram cistos de protozoários. Esses laboratórios passaram por um programa de qualidade, e em 1993 o estudo foi realizado novamente, mostrando que houve aumento no correto diagnóstico dos ovos e larvas de helmintos (64%) e também de cistos de protozoários (40%) (EAMSOBHANA; BORANINTRA, 1993).

No presente estudo, os laboratórios obtiveram melhores resultados nas lâminas analisadas do que nas suspensões (TABELA 4), fato preocupante, uma vez que as suspensões necessitavam de simples manipulação, ou seja, o preparo de

uma lâmina. O material de rotina para os exames coproparasitológicos são fezes *in natura*, portanto necessitam de maior manipulação, o que pode acentuar ainda mais os erros. É possível que os resultados sejam ainda mais alarmantes, tendo em vista o conhecimento dos laboratoristas de que estavam sendo avaliados, portanto mais de um profissional poderia ter examinado as preparações e além da possível melhor atenção no momento das análises. Também é possível, se excluirmos o exame da segunda lâmina e da segunda suspensão, nas quais havia poucos parasitos a serem diagnosticados, que houve maior número de acertos e menor número de falso-positivos na primeira lâmina e suspensão. Imagina-se que a atenção deva ser maior nas primeiras análises, sendo a qualidade do diagnóstico comprometida se não houver concentração e dedicação em todos os exames das amostras e repetições de métodos. Possivelmente, o excesso de atribuições e alta carga de trabalho podem afetar o diagnóstico dos parasitos.

O fato de nenhum laboratório ter sido classificado como muito bom no diagnóstico coproparasitológico e a maioria ter sido classificado como insuficiente é alarmante, pois reflete a negligência dos laboratórios com relação à parasitologia. Essa negligência pode ser atribuída a diversas questões, as quais podem estar atreladas ao descaso à saúde básica da população.

Um dos pontos que podem ser apontados é a diminuição de solicitações para a realização dos exames coproparasitológicos, uma vez que muitos médicos prescrevem medicamentos antiparasitários sem o diagnóstico laboratorial. Além disso, existe a cultura da automedicação, a qual pode levar a riscos na saúde e contribuir para o aumento da resistência dos parasitos aos medicamentos atualmente empregados.

Outra questão a ser abordada, é a falta de materiais de referência tanto nos laboratórios de análises clínicas quanto nas instituições de ensino, o que pode levar a uma formação deficiente de laboratoristas e médicos. Também não existe uma padronização em relação a quais métodos devem ser empregados na rotina e quantas lâminas devem ser examinadas nos exames coproparasitológicos.

O paciente tem o direito a um exame de qualidade e deve exigí-lo, porém além do exame muitas vezes não ser reconhecido como fundamental, a negligência também chega à esfera governamental, uma vez que há um descaso em relação ao

valor repassado por exame, que no sistema único de saúde é de R\$ 1,65 (CISAMUSEP, 2009).

O grande número de resultados errôneos implica diretamente na saúde da população, visto que um resultado falso-positivo ampliará a utilização indiscriminada de medicamentos antiparasitários, fato preocupante, haja vista o surgimento de resistência na terapêutica. Por outro lado, um resultado falso-negativo acarretará danos à saúde do paciente, o qual ficará sem ou com tratamento incorreto, além de atuar como disseminador e dar continuidade ao ciclo biológico do parasito.

Observou-se que os profissionais que realizam os exames coproparasitológicos possuem dificuldade com relação à morfometria dos parasitos, uma vez que muitos erros poderiam ter sido evitados se os laboratoristas atentassem às dimensões dos ovos e cistos, além de peculiaridades no formato dos elementos parasitários.

O primeiro passo para melhorar o diagnóstico é realizar treinamento teórico-prático contínuo dos profissionais através de cursos de capacitação e um melhor direcionamento do ensino de parasitologia nos cursos de medicina o qual deve enfatizar a importância do diagnóstico parasitológico. O governo deveria desestimular a entrega gratuita de medicamentos antiparasitários sem o devido diagnóstico, além de ter políticas severas no controle de venda de medicamentos sem prescrição médica.

Não foi possível estabelecer uma relação entre a classificação dos laboratórios aos dados avaliados no questionário, uma vez que se esperava que os laboratórios melhores classificados atendessem todos os requisitos exigidos pela vigilância sanitária, assim como os parâmetros de qualidade. Porém, 16% dos laboratórios classificados como insuficientes afirmaram atender todos esses requisitos, além de utilizar 3 métodos coproparasitológicos na rotina laboratorial.

O presente trabalho foi pioneiro no Brasil a classificar o desempenho dos laboratórios de análises clínicas na realização dos exames coproparasitológicos. Espera-se que a partir deste trabalho haja maior preocupação com o diagnóstico parasitológico e que medidas possam ser tomadas para melhorar a qualidade dos mesmos.

6 CONCLUSÕES

- As não conformidades com a RDC n° 302/2005 foram:
 - Não existem POP's no setor de parasitologia em 5% dos laboratórios avaliados
 - 32% dos laboratórios avaliados não estipulam critérios para aceitação da amostra fecal
 - Nenhum questionamento é realizado sobre o uso de medicamentos ao paciente antes da coleta da amostra por 79% dos laboratórios
 - As alterações macroscópicas não são relatadas no laudo por 37% dos laboratórios
 - O controle de qualidade interno não é realizado o por 58% dos laboratórios avaliados
 - O controle de qualidade externo não é realizado por 5% dos laboratórios
- Somente 26% dos laboratórios realizam o exame de apenas uma lâmina por método utilizado
- 89% dos laboratórios possuem bibliografia disponível para consulta pelos laboratoristas
- 79% dos laboratórios participantes não são acreditados
- Na maior parte dos laboratórios avaliados (58%) a média de exames coproparasitológicos está compreendida entre 1 a 10 exames/dia
- Em 90% dos laboratórios os exames coproparasitológicos são realizados por farmacêuticos, 5% por biomédicos e 5% por biólogos
- O método coproparasitológico mais utilizado na rotina laboratorial foi o método de Hoffman, Pons e Janer (95%), sendo que 37% dos laboratórios utilizam apenas esse método na rotina laboratorial
- Nenhum laboratório teve seu desempenho classificado como muito bom
- 21% dos laboratórios foram classificados como bons no diagnóstico coproparasitológico, 16% regulares e 63% insuficientes
- No total houve 22,01% de resultados falso-positivos e 24,40% de resultados falso-negativos

- Os profissionais que realizam os exames coproparasitológicos possuem dificuldade com relação à morfometria dos parasitos
- A espécie *Ascaris lumbricoides* foi a que obteve menor número de erro. As falhas diagnósticas mais comuns foram à dificuldade na identificação dos elementos parasitários, em especial as larvas de ancilostomídeos, cistos de *Iodamoeba bütschlii* e ovos de *Fasciola hepática*
- Falta de padronização com relação aos exames coproparasitológicos
- Negligência dos laboratórios com relação à parasitologia
- Não foi possível estabelecer uma relação entre o desempenho dos laboratórios aos dados avaliados no questionário

REFERÊNCIAS

- ABNT (Associação Brasileira de Normas Técnicas). **NBR 15340**: Laboratório Clínico – Exames Parasitológicos de Fezes. Rio de Janeiro, 2006.
- ABRAHAM, R.S.; TASHIMA, N.T.; SILVA, M.A. Prevalência de enteroparasitoses em reeducandos da Penitenciária “Maurício Henrique Guimarães Pereira” de Presidente Venceslau – SP. **RBAC**, v. 39, p. 39-42, 2007.
- AGHOLI, M.; HATAM, G.R.; MOTAZEDIAM, M.A. HIV/AIDS – Associated Opportunistic Protozoal Diarrhea. **Aids Res. Human Retrov.**, v. 29, n. 1, p. 35-41, 2013.
- ALI, S. A.; HILL, D. R. *Giardia intestinalis*. **Curr. Opin. Infect. Dis.**, v. 16, n. 5, p. 453-60, 2003.
- ALVES, J.R. *et al.* Parasitoses intestinais em região semi-árida do nordeste do Brasil: resultados preliminares distintos das prevalências esperadas. **Cad. Saúde Públ.**, n.19, p. 667-670, mar./abr. 2003.
- AMARAL, A.D.C.; BUSETTI, E.T. Fasciolose hepática humana no Brasil. **Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo**, v. 21, n. 3, p. 141-145, mai./jun. 1979.
- AMATO, M.V.; CORREA, L.L. **Exame parasitológico das fezes**. São Paulo: Sarvier, 1991.
- ASH, L.R.; ORIHEL, T.C. **Parasites: a guide to laboratory procedures and identification**. Chicago: ASCP Press, 1991.
- AYALA, S.C. *et al.* Evaluacion de los diagnosticos coproparasitologicos realizados em los laboratorios clinicos de la ciudad de Cali. **Acta Med. Valle**, v. 5, p. 114-121, 1974.
- BASSO, R.M.C. *et al.* Evolução da prevalência de parasitoses intestinais em escolares em Caxias do Sul, RS. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**, v. 41, n. 3, p. 263-268, 2008.

BARRETO, J.G. Detecção da incidência de enteroparasitos nas crianças carentes da cidade de Guaçuí – ES. **RBAC**, v. 38, p. 221-223, 2006.

BARTOLONI, A. *et al.* Comparative efficacy of a single 400 mg dose of albendazole or mebendazole in the treatment of nematode infections in children. **Trop. Geogr. Med.**, v. 15, p. 114-116, 1993.

BASTOS, S.; FELIPE, B.; GOMES, M.L. **A Educação Ambiental Na Prevenção De Doenças: Levantamento Das Parasitoses Intestinais Nos Moradores Da Comunidade Jararaca, Bragança – Pará, Brasil.** Disponível em < <http://www.seb-ecologia.org.br/viiceb/resumos/313a.pdf>> Acesso em: 10/11/2011.

BELTRAN F.; HARA, M.T.; TELLO R.C. Evaluación de los métodos de Graham y pin tape en el diagnóstico de *Enterobius vermicularis*. **Rev. Perú. Med. Exp. Salud Publ.**, v. 22, n. 1, p. 76-78, 2005.

BENNETT, A.; GUYATT, H. Reducing intestinal nematode infection: efficacy of albendazole and mebendazole. **Parasitol. Today.**, v. 16, p. 71-74, fev. 2000.

BETHONY, J. *et al.* Soil-transmitted helminth infections: ascariasis, trichuriasis and hookworm. **The Lancet**, v. 367, p. 1521-1532, mai. 2006.

BIOBRASIL. **TF-Test.** Disponível em: < <http://www.bio-brasil.com/tftest/produtos.html>>. Acesso em: 23/01/2014.

BIOLCHINI, C.L. Enteroparasitoses na infância e adolescência. **Adolesc. Saúde**, v. 2, n. 1, p. 29-32, 2005.

BLESSMANN, J.; TANNICH, E. Treatment of asymptomatic intestinal *Entamoeba histolytica* infection. **N. Engl. J. Med.**, v. 347, p. 1384, out. 2002.

BONINI, P. *et al.* Erros em laboratório clínico. **Clin. Chemis.**, v. 48, n.5, p. 691-698, 2002.

BRAGA, W.S.; HADLER, M.C.C.M. **Enteroparasitoses e deficiência de vitamina A em crianças entre 6 e 24 meses frequentadoras de Centros Municipais de Educação Infantil de Goiânia, Goiás.** Disponível em < http://www.sbpnet.org.br/livro/63ra/conpeex/trabalhos-pibicbalcao/WANESSA_SANTANA_BRAGA.pdf>. Acesso em: 12/11/2011.

BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Resolução n. 50, de 21 de fevereiro de 2002. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, 22 fev. 2002.

BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Resolução n. 302, de 13 de outubro de 2005. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, 14 out. 2005.

BRASIL. Conselho Nacional de Saúde. Resolução de n. 466 de 12 de dezembro de 2012. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, 13 jun. 2013. Disponível em: < <http://conselho.saude.gov.br/resolucoes/2012/Reso466.pdf>>. Acesso em: 28/08/2013.

CABADA, M.M.; WHITE, A.C.J. New developments in epidemiology, diagnosis and treatment of fascioliasis. **Curr. Opin. Infec. Dis.**, v. 25, n. 5, p. 518-522, out. 2012.

CAETANO, N. **Guia de remédios 2010/2011**. BPR, 2010.

CANTOS, G.A.; GALVÃO, M.; LINÉCIO, J. Comparação de métodos parasitológicos tendo como referencial o método de Faust para a pesquisa de cistos de protozoário. **News Lab**, n.104, p. 160-165, 2011.

CARDOSO, S.G.; SANTANA, A.D.C.; AGUIAR, C.P. Prevalência e aspectos epidemiológicos da giardíase em creches no Município de Aracajú, SE, Brasil. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**, n. 28, n. 1, p. 25-31, 1995.

CARRARO, P.; PLEBANI, M. Errors in a stat laboratory: types and frequencies 10 years later. **Clin. Chem.**, v. 53, n. 7, p. 1338-1342, 2007.

CARROL, M.J. Collection and preservation of fecal specimens. In: Isenberg, H. D. (ed.). **Clinical microbiology procedures handbook**. 2 ed. Washington: ASM Press, 2004. 9.2-9.2.3.

CASTANHO, R.E.P.; CABRINI, D.I.; MARTINHÃO, M.F. Avaliação do exame parasitológico de fezes para o diagnóstico de giardíase e outras parasitoses intestinais. In: ANAIS DO VI CONGRESSO DE FEDERACIÓN LATINOAMERICANA DE PARASITÓLOGOS, VIII. CONGRESSO DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE PARASITOLOGIA, 1983, São Paulo. **Anais da Sociedade Brasileira de Parasitologia**, 1983.

CASTRO, J.; YOVERA, J.; NÚÑEZ, F. Control de calidad Del diagnóstico coproparasitológico em centros de salud de Lima y Callao. **Ver. Peru Epidemiol.**, v. 8, p. 18-22, 1995.

CBA. **Consórcio Brasileiro de Acreditação.** Disponível em: <<http://www.cbacred.org.br/site/unidades-acreditadas-no-brasil/>> Acesso em: 04/06/2012.

CHAPMAN, A. *et al.* Isolation and characterization of species-specific DNA probes from *Taenia solium* and *Taenia saginata* and their use in an egg detection assay. **J. Clin. Microbiol.**, v. 33, n. 5, p. 1283-1288, mai. 1995.

CHAVES, A. *et al.* Estudo comparativo dos métodos coprológicos de Lutz, Kato-Katz e Faust modificado. **Rev. Saúde Públ.**, n. 13, p. 48-52, 1979.

CHAVES, C.D. Controle de qualidade no laboratório de análises clínicas. **J. Bras. Patol. Med. Lab.**, v. 46, n. 5, out. 2010.

CHERO, J.C. *et al.* *Hymenolepis nana* infection: symptoms and response to nitazoxanide in field conditions. **Trans. Royal Soc. Trop. Med. Hyg.**, v. 101, p. 203-205, 2007.

CHOI, S. *et al.* *Enterobius vermicularis* ova in a vaginal smear. **Korean J. Pathol.**, v. 44, n. 3, p. 341-342, jun. 2010.

CIMERMAN, B.; CIMERMAN, S. **Parasitologia Humana e seus fundamentos gerais.** 2 ed. São Paulo: Atheneu, 2010.

CISAMUSEP. **Tabela total de procedimentos SUS.** 2009.

CLINE, B.L. *et al.* Quality control for parasitologic data. **Am. J. Trop. Med. Hyg.**, n. 62, p. 14–16, 2000.

CONTROLLAB. **Control Lab.** Disponível em: <<http://www.controllab.com.br/#clinico>>. Acesso em: 01/06/2012.

COOK, C.G. *Enterobius vermicularis* infection. **Gut.**, n. 35, p. 1159-1162, 1994.

COSTA-MACEDO, L.M. *et al.* Enteroparasitoses em pré-escolares de comunidades favelizadas da cidade do Rio de Janeiro, Brasil. **Cad. Saúde Públ.**, n. 14, p. 851-855, out./dez. 1998.

CRAIG, C.F. **Laboratory diagnosis of protozoan diseases**. Philadelphia: Lea & Febiger, 1942.

CREDE, P. Microscopic examination fecal specimens. In: Isenberg, H. D. (ed.). **Clinical microbiology procedures handbook**. 2 ed. Washington: ASM Press, 2004. 9.3.3-9.3.5

CROMPTON, D.W.T. The prevalence of Ascariasis. **Parasitol. Today**, n. 4. p. 162-169, 1988.

CRUZ, M. *et al.* Operational studies on the control of *Taenia solium* taeniasis/cysticercosis in Ecuador. **Bull. WHO**, v. 67, n. 4, p. 401-409, 1989.

CURITIBA. **Prefeitura Municipal de Curitiba**. Disponível em <<http://www.curitiba.pr.gov.br/>> Acesso em 22/12/2012.

DE, A. Current laboratory diagnosis of opportunistic enteric parasites in human immunodeficiency virus-infected patients. *Trop. Parasitol.*, v. 3, n. 1, p. 7-16, jan./jun. 2013.

DE CARLI, G.A. **Parasitologia Clínica: Seleção de Métodos e Técnicas de Laboratório para o Diagnóstico das Parasitoses Humanas**. São Paulo: Editora Atheneu, 2001.

DIAGNOSTEK. **Diagnostics. Inovação a serviço da saúde**. Disponível em: <<http://www.dkdiagnostics.com>> Acesso em: 07/10/2013.

DICQ. **Departamento de Inspeção e Credenciamento da Qualidade**. Disponível em: <<http://www.dicq.org.br/>> Acesso em: 04/06/2012.

DOLD, C.; HOLLAND, C.V. *Ascaris* and Ascariasis. **Microbes Infec.**, v. 13, p. 632-637, 2011.

EAMSOBHANA, P.; BORANINTRA, K. Identification of fecal parasites in the quality assessment programme for the year 1984-1987, in Thailand. **J. Med. Assoc. Thai.**, v. 72, n. 1, p. 11-15, jan. 1989.

EAMSOBHANA, P.; BORANINTRA, K. Parasitology proficiency testing in the quality assessment programme in Thailand. **J. Med. Assoc. Thai.**, v. 76, n. 11, p. 626-630, nov. 1993.

EDDI, C.; NARI, A.; AMANFU, W. *Taenia solium* cysticercosis/taeniosis: potential linkage with FAO activities; FAO support possibilities. **Acta Tropica**, n. 87, p. 145-148, 2003.

EDUARDO, M.P.B *et al.* Investigação epidemiológica do surto de difilobotríase, São Paulo, maio de 2005. **Bol. Epidemiol. Paulista**, v. 17, mai. 2005.

FAUST, E.C. *et al.* A critical study of clinical laboratory technics for the diagnosis of protozoan cysts and helminth eggs in feces. In: preliminary communication. **Am. J. Trop. Med.Hyg.**, n. 18, p. 169-183, 1938.

FAUST, E. C. *et al.* Comparative efficiency of various technics for the diagnosis of protozoa and helminths in feces. **J. Parasitol.**, v. 25, n. 3, p. 241-262, 1939.

FAUST, E.C.; RUSSELL, P.F. **Clinical Parasitology**. 6. ed. Philadelphia: Lea & Febiger, 1957.

FERREIRA, H.; LALA, E.R.P.; MONTEIRO, M.C. Hospitalização de crianças causada por parasitoses intestinais e sua relação com desnutrição. **Rev. Soc. Bras. Enferm. Ped.**, v. 6, n. 1, p. 47-54, 2006.

FLANAGAN, P. A. Giardia--diagnosis, clinical course and epidemiology. A review. **Epidemiol. Infect.**, v. 109, n. 1, p. 1-22, 1992.

GATTI, S. *et al.* Amebic infections due to the *Entamoeba histolytica-Entamoeba dispar* complex: a study of the incidence in a remote rural area of Ecuador. **Am. J. Trop. Med. Hyg.**, v. 67, n. 1, p. 123-127, 2002.

GEERTS, S.; GRYSSELS, B. Drug Resistance in Human Helminths: Current Situation and Lessons from Livestock. **Clin. Microb. Reviews.**, v. 13, n. 2, p. 207-222, 2000.

GOMES, P.D.M.F. *et al.* Enteroparasitos em escoladas do Distrito Águas do Miranda, Município de Bonito, Mato Grosso do Sul. **Rev. Patol. Trop.**, v. 39, p. 299-307, out./dez. 2010.

GONÇALVES, M.L.C.; ARAÚJO, A.; FERREIRA, L.F. Human intestinal parasites in the past: New findings and a review. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, v. 98, f. 1, p. 103-118, 2003.

GRAHAM, C.F. A device for the diagnosis of *Enterobius* infection. **Am. J. Trop. Med.**, v. 21, p.159-161, 1941.

GRAHAM, C.S.; BRODIE, S.B.; WELLER, P.F. Imported *Fasciola hepatica* infection in the United States and treatment with triclabendazole. **Clin. Infec. Dis.**, v. 33, p. 1-6, 2001.

HAUSER, A.B. *et al.* Programa de controle da qualidade externo em hematologia: variações interlaboratoriais para eritrograma e plaquetas em Curitiba e Região Metropolitana, PR. **RBAC**, v. 36, n. 3, p. 155-158, 2004.

HAQUE, R. *et al.* Rapid diagnosis of *Entamoeba* infection by using *Entamoeba* and *Entamoeba histolytica* stool antigen detection kits. **J. Clin. Microbiol.**, v. 33, n. 10, p. 2558-2561, out. 1995.

HAWTHORNE, M. *et al.* Parasitology: United Kingdom National Quality Assessment Scheme. **J. Clin. Pathol.**, v. 45, n. 11, p. 968-974, nov. 1992.

HIATT, R.A.; MARKELL, E.K.; NG, E. How many examination are necessary to detect pathogenic intestinal protozoa. **Am. J. Trop. Med. Hyg.**, v. 53, n. 1, p. 36-39, 1995.

HOFFMAN, W.A.; PONS, J.A.; JANER, J.L. The sedimentation-concentration method in shistosomiasis mansoni. **J. Publ. Health**, Puerto Rico, v. 9, p.283-298, 1934.

HOTEZ, P.J. *et al.* Hookworm infection. **N. Engl. J. Med.**, v. 351, p. 799-807, 2004.

IBGE. **Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística**. Disponível em <www.ibge.gov.br> Acesso em: 26/08/2013.

IGREJA; R.P.; BARRETO, M.G.M.; SOARES, M.S. Fasciolíase: relato de dois casos em área rural do Rio de Janeiro. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**, v. 37, n. 5, p. 416-417, set./out. 2004.

JONGSUKSUNTIGUL, P. *et al.* A comparative study on the efficacy of albendazole and mebendazole in the treatment of ascariasis, hookworm infection and trichuriasis. **Southeast Asian J. Trop. Med. Publ. Health.** v. 24, 724-729, dez. 1993.

KEISER, J. *et al.* Triclabendazole for the treatment of fascioliasis and paragonimiasis. **Expert Opin. Investig. Drugs**, v. 14, n. 12, 2005.

KENNEDY, M.J. *et al.* Mechanisms of association of *Candida albicans* with intestinal mucosa. **J. Med. Microbiol.**, v. 24, p. 333-341, 1987.

KETTELHUT, M.M. *et al.* External quality assessment schemes raise standards: evidence from the UKNEQAS parasitology subschemes. **J. Clin. Pathol.**, v. 56, n. 12, p. 927-932, dez, 2003.

KHIEU, V. *et al.* Diagnosis, treatment and risk factors of *Strongyloides stercoralis* in schoolchildren in Cambodia. **Plos Neglec. Trop. Dis.**, v. 7, n. 2, p. 1-8, 2013.

KNOPP, S. *et al.* Albendazole and mebendazole administered alone or in combination with ivermectin against *Trichuris trichiura*: a randomized controlled trial. **Clin. Infect. Dis.**, v. 51, p. 1420-1428, dez. 2010.

LABCLIN. **Ficha de informação de segurança de produto químico.** Disponível em: <<http://laudos.labclim.com.br/intranet/documentos/fisqp/LUGOL.pdf>> Acesso em: 17/02/2014.

LAIRD, R. *et al.* Estudio de la calidad del diagnostic coproparasitologico en dos provincias de Cuba. **Kasmera**, v. 25, n. 2, p. 155-169, 1997.

LEGESSE, M.; ERKO, B.; MEDHIN, G. Efficacy of albendazole and mebendazole in the treatment of *Ascaris* and *Trichuris* infections. **Ethiop Med. J.** v. 40, p. 335-343, out. 2002.

LELES, D. *et al.* Are *Ascaris lumbricoides* and *Ascaris suum* a single species? **Parasites and Vectors**, v. 5, n. 42, p. 2-7, 2012.

LOPES, H.J.J. **Garantia e controle da qualidade no laboratório clínico**. 2003. Disponível em <http://www.goldanalisa.com.br/publicacoes/Garantia_e_Controlo_da_Qualidade_no_Laboratorio_Clinico.pdf> Acesso em: 27/12/2011.

LOUKAS, A.; PROCIV, P. Immune responses in hookworm infections. **Clin. Microbiol. Reviews**, v. 14, n. 4, p. 689-703, out. 2001.

LUDWIG, K. M. *et al.* Correlação entre condições de saneamento básico e parasitoses intestinais na população de Assis, Estado de São Paulo. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**, v. 32, n. 5, set./out. 1999.

LUTZ, A.O. *Shistosomum mansoni* segundo observações feitas no Brazil. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, v. 11, p. 121-155, 1919.

MACHADO, R. L. D. *et al.* Comparação de quatro métodos laboratoriais para diagnóstico da *Giardia lamblia* em fezes de crianças residentes em Belém, Pará. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**, v. 34, n. 1, p. 91-93, 2001.

MACHADO, E.R.; SANTOS, D.S.; COSTA-CRUZ, J.M. Enteroparasites and commensals among children in four peripheral districts of Uberlândia, State of Minas Gerais. **Rev. Bras. Med. Trop.**, v. 41, n. 6, p. 581-585, nov./dez. 2008.

MAGALHÃES, R.J.S. *et al.* Extending helminth control beyond STH and Schistosomiasis: The case of human Hymenolepiasis. **Plos Neglec. Trop. Dis.**, v. 7, f. 10, p. 1-4, out. 2013.

MARCOS, L.A. *et al.* *Strongyloides* hiperinfection syndrome: na emerging global infectious disease. **Trans. Royal Soc. Trop. Med. Hig.**, v. 102, p. 314-318, 2008.

MARQUES, S.M.T.; BANDEIRA, C.; QUADROS, R.M. Prevalência de enteroparasitoses em Concórdia, Santa Catarina, Brasil. **Parasitol. Latinoam.**, n. 60, p. 78 - 81, 2005.

MARQUEZ, A.S. *et al.* Prevalência de enteroparasitoses em crianças de um bairro de baixa renda de Londrina – Paraná. **UNOPAR Cient.**, v. 4, n. 1, p. 55-59, 2002.

MARTELLI, A. Gestão da qualidade em laboratórios de análises clínicas. **UNOPAR Cient. Ciênc. Biol. Saúde**, v. 13, p. 363-368, 2011.

MAS-COMA, M.S.; ESTEBAN, J.G.; BARGUES, M.D. Epidemiology of human fascioliasis: a review and proposed new classification. **Bull. WHO**, v. 77, n. 4, p. 340-346, 1999.

McAULEY, J.B. *et al.* Diloxanide furoate for testing asymptomatic *Entamoeba histolytica* cyst passers: 14 year's experience in the United States. **Clin. Infect. Dis.**, v. 15, n. 3, p. 464-468, 1992.

MONTEIRO, A.M.C. *et al.* Parasitoses intestinais em crianças de creches públicas localizadas em bairros periféricos do município de Coari, Amazonas, Brasil. **Rev. Patol. Trop.**, v. 38, p 284-290, out./dez. 2009.

MONTRESOR, A. *et al.* **Guidelines for the evaluation of soil-transmitted helminthiasis and schistosomiasis at community level**, 1998. Disponível em: <http://whqlibdoc.who.int/hq/1998/WHO_CTD_SIP_98.1.pdf> Acesso em: 07/11/2011.

NEIMEISTER, R. Introduction. In: Isenberg, H. D. (ed.). **Clinical microbiology procedures handbook**. 2 ed. Washington: ASM Press, 2004. 9.1-9.1.10.

NETO, V.A. *et al.* Pesquisa de oocistos de *Cryptosporidium* sp. em fezes: comparação entre os métodos de Kinyoun modificado e de Heine. **Rev. Bras. Med. Trop.**, v. 29, n. 6, p. 575-578, nov./dez. 1996.

NETO, J.L.A. *et al.* Human fascioliasis in the Metropolitan Area of Curitiba, Brazil – Evaluation of the foci of infection and report of nine cases treated with triclabendazole. **Braz. J. Infec. Dis.**, v. 3, n. 6, p. 220-225, 1999.

NEVES, D. P. *et al.* **Parasitologia Humana**. 11. ed. São Paulo: Atheneu, 2010.

NORHAYATI, M. *et al.* Intestinal parasitic infections in man: a review. **Med. J. Malaysia**, v. 58, n. 2, p. 296-306, jun. 2003.

NUNES, M. P. O. *et al.* Avaliação dos métodos de Faust e cols., de Hoffman e cols., de Baerman modificado, utilizados na rotina sistemática, para o diagnóstico das enteroparasitoses. **RBAC.**, v. 25, n. 1, p. 25-26, 1993.

NÚÑEZ, F.A.; GINORIO, D.E.; FINLAY, C.M. Control de la calidad del diagnóstico coproparasitológico en la provincia de Ciudad de La Habana, Cuba. **Cad. Saúde Públ.**, Rio de Janeiro, v.13, n. 1, p. 67-72, jan./mar. 1997.

NÚÑEZ, F.A. *et al.* Intervención educativa para mejorar la calidad del diagnóstico coproparasitológico en la red de salud de Ciudad Habana, Cuba. **Cad. Saúde Públ.**, Rio de Janeiro, v. 14, n. 1, p. 139-144, jan./mar. 1998.

NÚÑEZ, F.A.; FINLAY, C.M. Adiestramiento en el diagnóstico de las parasitosis intestinales en la red de laboratorios de Cuba. **Cad. Saúde Públ.**, Rio de Janeiro, v. 17, n. 3, p. 719-724, mai./jun. 2001.

OBERHELMAN, R.A. *et al.* Correlations between intestinal parasitosis, physical growth, and psychomotor development among infants and children from rural Nicaragua. **Am. J. Trop. Med. Hyg.** v. 58, n. 4, p. 470-475, 1998.

OKYAY, P. *et al.* Intestinal parasites prevalence and related factors in school children, a western city sample -Turkey. **BMC Publ. Health**, n.4, v. 64, 2004.

OLIVEIRA, A.A. *et al.* Estudo da prevalência e fatores associados à fasciolose no Município de Canutama, Estado do Amazonas, Brasil. **Epidemiol. Serv. Saúde**, v. 16, n. 4, p. 251-259, out./dez. 2007.

OLSEN, A. *et al.* Strongyloidiasis – the most neglected of the neglected tropical diseases? **Trans. Royal Soc. Trop. Med. Hyg.**, v. 109, p. 967-972, 2009.

ONA. Organização Nacional de Acreditação. Disponível em: <<https://www.ona.org.br/OrganizacoesCertificadas/0>> Acesso em: 04/06/2012.

ORLANDINI, M.R.; MATSUMOTO, L.S. **Prevalência de parasitoses intestinais em escolares.** Disponível em <<http://www.diaadiaeducacao.pr.gov.br/portals/pde/arquivos/1655-8.pdf>> Acesso em: 07/05/2011.

ORTEGA, Y.R.; ADAM, R.D. Giardia: overview and update. **Clin. Infec. Disease**, n. 25, p. 545-559, 1997.

PEREIRA, M.A.V.C. *et al.* Comparação de dois testes coproparasitológicos, Paratest® e Sedimentação / Flutuação de ovos, no diagnóstico de parasitoses em crianças de comunidade de baixa renda, de Campo dos Goytacazes, RJ. **Laes e Haes**, p. 1-9, 2007.

PÉRES, R.L. *et al.* Intervention for improving the coproparasitological diagnosis in the Province of Las Tunas, Cuba, 1993-1994. **Bol. Chil. Parasitol.**, v. 51, n. 3-4, p. 97-100, jul./dez. 1996.

PESSÔA, S.B. **Parasitologia Médica**. 7 ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1969.

PEZZI, N.C.; TAVARES, R.G. Relação de aspectos sócio-econômicos e ambientais com parasitoses intestinais e eosinofilia em crianças da ENCA, Caxias do Sul – RS. **Estudos**, v. 34, n. 11/12, p. 1041-1055, nov./dez. 2007.

PICHETH, G. *et al.* Controle de qualidade da glicemia: um estudo interlaboratorial. **RBAC**, v. 33, n. 4, p. 171-174, 2001.

PRADO, M. S. *et al.* Prevalência e intensidade da infecção por parasitas intestinais em crianças na idade escolar na Cidade de Salvador (Bahia, Brasil). **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**, v. 34, p. 99-101, 2001.

QUADROS, R. M. *et al.* Parasitas intestinais em centros de educação infantil municipal de Lages, SC, Brasil. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**, n. 37, p. 422-423, set./out. 2004.

QUEIROZ, V.S.; *et al.* *Fasciola hepatica* (Trematoda, Fasciolidae): estudo epidemiológico nos municípios de Bocaiúva do Sul e Tunas do Paraná (Brasil). **Acta Biol. Par.**, Curitiba, V. 31, p. 99-111, 2002.

RANA, A.K.; MISRA-BHATTACHARYA, S. Current drug targets for helminthic diseases. **Parasitol. Res.**, n. 112, p. 1819-1831, 2013.

REY, L. **Parasitologia**. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008.

RIBEIRO, M.C.M. *et al.* Parasitoses intestinais na comunidade de Martinésia, zona rural de Uberlândia, Minas Gerais. **Biosei. J.**, Uberlândia, v. 21, n. 1, p. 113-121, jan./abr. 2005.

ROBERTS-THOMSON, I.C. *et al.* Giardiasis in the mouse: an animal model. **Gastroenterol.**, v. 71, p. 57-61, 1976.

ROCHA, R.S. *et al.* Tentativa de controle de *Hymenolepis nana* através de tratamentos clínicos repetidos, com praziquantel, em uma comunidade fechada. **Rev. Saúde Públ.**, v. 15, p. 364-370, 1981.

ROCHA, R.S. *et al.* Avaliação da esquistossomose e de outras parasitoses intestinais, em escolares do município de Bambuí, Minas Gerais, Brasil. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**, v. 33, n. 5, p. 431-436, 2000.

ROONEY, A.L.; OSTENBERG, P.R.V. Licenciamento, Acreditação e Certificação: Abordagens à Qualidade de Serviços de Saúde. **Center for Human Services**, 1999.

ROQUE, F.C. *et al.* Parasitos Intestinais: Prevalência em Escolas da Periferia de Porto Alegre – RS. **News Lab**, v. 69, p.152-162, 2005.

RUGAI, E.; MATTOS, T.; BRISOLA, A. Nova técnica para isolar larvas de nematóides das fezes - modificação do método de Baermann. **Rev. Inst. Adolfo Lutz**, n. 14, p. 5-8, 1954.

SÁNCHEZ, R.M. *et al.* Fascioliasis, revisión clínico-epidemiológica y diagnóstico. **Rev. Cubana Hig. Epidemiol.**, v. 50, n. 1, 2012.

SANTOS, F.L.M.; FARO, L.B. The first confirmed case of *Diphyllobothrium latum* in Brazil. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, v. 100, n. 6, p. 585-586, out. 2005.

SBAC. **Acreditação no Brasil: uma importante decisão para a competitividade.** Disponível em: <http://www.sbac.org.br/pt/pdfs/gestao/acreditacao_no_brasil.pdf> Acesso em: 04/06/2012.

SBPC/ML. **Sociedade Brasileira de Patologia Clínica/ Medicina Laboratorial.** Disponível em: <<http://www.sbpc.org.br/?C=133>>. Acesso em: 01/06/2012.

SCHNACK, F.J. *et al.* Enteropatógenos associados com diarreia infantil (< 5 anos de idade) em amostra da população da área metropolitana de Criciúma, Santa Catarina, Brasil. **Cad. Saúde Pública**, Rio de Janeiro, n.19, p. 1205-1208, jul./ago. 2003.

SHAWAR, R. Culture of larval-stage nematodes: Baerman technique In: Isenberg, H. D. (ed.). **Clinical microbiology procedures handbook**. 2 ed. Washington: ASM Press, 2004. 9.5.1.

SHCOLNIK, W. **Acreditação de Laboratórios Clínicos**. Disponível em: <<http://www.sbpc.org.br/upload/conteudo/320080904095249.pdf>>. Acesso em: 01/06/2012.

SCHOLZ, T. *et al.* Update on the human broad tapeworm (Genus *Diphyllobothrium*), including clinical relevance, **Clin. Microbiol. Rev.**, v. 22, n. 1, p. 146-160, 2009.

SHIMIZU, R.Y. Special stains for Coccidia: Modified Kinyoun's Acid-Fast stain (Cold). In: Isenberg, H. D. (ed.). **Clinical microbiology procedures handbook**. 2 ed. Washington: ASM Press, 2004. 9.4.1.

SHRIVASTAV, J. B. Comparative efficiency of three different techniques for the diagnosis of cystic forms of intestinal protozoa and helminthic ova in faeces. **Indian J. Med. Res.**, v. 42, n. 4, p. 497-508, 1954.

SILVA, L.P.; SILVA, P.M.G. Ocorrência de enteroparasitos em Centros de Educação Infantil no Município de Patos de Minas, MG, Brasil. **Biosci. J.**, Uberlândia, v. 26, n. 1, p. 147-151, jan./feb. 2010

SMITH, J.W. Identification of fecal parasites in the Special Parasitology Survey of the College of American Pathologists. **Am. J. Clin. Pathol.**, v. 72, n. 2, p. 371-373, ago. 1979.

SMITH, J.L.; BROOKE, S. Impact of hookworm infection and deworming on anaemia in non-pregnant populations: a systematic review. **Trop. Med. Inter. Health**, v. 15, n. 7, p. 776-795, jul. 2010.

SOUZA, A.I. *et al.* Enteroparasitoses, anemia e estado nutricional em grávidas atendidas em serviço público de saúde. **RBGO**, v. 24, n. 4, 2002.

SOUZA, R.F.; AMOR, A.L.M. Controle de qualidade de técnicas realizadas nos laboratórios de parasitologia de Secretaria Municipal de Saúde do Município de Salvador, Bahia. **RBAC**, v. 42, p. 101-106, 2010.

STEPHENSON, L.S.; HOLLAND, C.V.; COOPER, E.S. The public health significance of *Trichuris trichiura*. **Parasitol.**, v. 121, supl. 1, p. 73-95, out. 2000.

STOLTZFUS, R.J. *et al.* Hookworm control as a strategy to prevent iron deficiency. **Nut. Reviews.**, v. 55, n. 6, p. 223-232, 1997.

SUNDERMAN, F.W. The history of Proficiency Testing/Quality Control. **Clin. Chem.**, v. 38, p. 1205-1209, 1992.

TENOVER, F.C. *et al.* Ability of Laboratories To Detect Emerging Antimicrobial Resistance: Proficiency Testing and Quality Control Results from the World Health Organization's External Quality Assurance System for Antimicrobial Susceptibility Testing. **J. Clin. Microbiol.**, v. 39, n. 1, p. 241-250, jan. 2001.

TIAGO, P.V. *et al.* Prevalência de parasitos intestinais em pacientes da unidade mista de saúde em Tangará da Serra, Mato Grosso, Brasil. **Rev. Ci. Agro-Ambientais**, Alta Floresta, v.3, p.117-124, 2005.

TIBIRIÇÁ, S.H.C. *et al.* Validação do número de lâminas para realização do método de sedimentação espontânea das fezes. **HU Rev.**, Juiz de Fora, v. 35, n. 2, p. 105-110, abr./jun. 2009.

TIMOTHY, G. B.; HILL, D. R. Treatment of Giardiasis. **Clin. Microbiol. Rev.**, v. 14, n. 1, p. 114-128, 2001.

TRABELSI, S.; AOUINET, A.; KHALED, S. Procédure et indications d'un examen parasitologique des selles. **Tunis. Med.**, v. 90, n. 6, p. 431-434, 2012.

TRABULSI, L.R.; ALTERTHUM, F. **Microbiologia**. 4 ed. São Paulo: Editora Atheneu, 2005.

UNICEF. Fundo das Nações Unidas para a Infância. **Situação Mundial da Infância. Brasília: Unicef**, 1998.

VIDAL, A.M.B.; CATAPANI, W.R. Enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) immunoassaying versus microscopy: advantages and drawbacks for diagnosing giardiasis. **São Paulo Med. J.**, v. 123, n. 6, p. 282-285, 2005.

VILLAMIZAR, E. *et al.* *Ascaris lumbricoides* infestation as a cause of intestinal obstruction in children: Experience with 87 cases. **J. Pediatric Surgery**, v. 31, n. 1, p. 201-205, 1996.

VITALLE, M.S.S. **Prevalência de anemia carencial ferropriva, parasitoses intestinais e estado nutricional em pacientes assistidos no Centro de**

Atendimento e Apoio ao Adolescente. Disponível em: <<http://www.brazilpednews.org.br/marc2003/bnp05103.htm>>. Acesso em: 20/01/2010.

ZAMAN. V.; HOWE, J.; NG, M. Ultrastructure of the nucleus of the *Iodamoeba büttchlii* cyst. **Parasitol. Res.**, v. 84, p. 421-422, 1998.

WHO (World Health Organization). **Intestinal protozoan and helminthic infections:** WHO, Expert Committee (Technical Report Series, 666), 1981.

WHO (World Health Organization). **Prevention and control of intestinal parasitic infections:** WHO, Expert Committee (Technical Report Series, 749), 1987.

WHO (World Health Organization). **Basic Laboratory Methods in Medical Parasitology.** Geneva, 1991.

WHO (World Health Organization). **Training manual on diagnosis of intestinal parasites.** Schistosomiasis and Intestinal Parasites Unit Division of Control of Tropical Diseases. Geneva, 2004.

WHO (World Health Organization). **Preventive chemotherapy in human helminthiasis:** coordinated use of anthelmintic drugs in control interventions: a manual for health professionals and programme managers. Geneva, 2006.

WHO (World Health Organization). **Parasitic Disease.** Disponível em: <http://www.who.int/vaccine_research/diseases/soa_parasitic/en/index1.html> Acesso em: 15/12/2011.

WOLSTENHOLM, A.J. *et al.* Drug resistance in veterinary helminths. **Trends Parasitol.**, v. 20, f. 10, p. 469-476, out. 2004.

APÊNDICE

APÊNDICE 1 - TERMO DE CONSENTIMENTO LIVRE E ESCLARECIDO	75
APÊNDICE 2 - ESCLARECIMENTO DA PESQUISA.....	76
APÊNDICE 3 - QUESTIONÁRIO APLICADO AOS LABORATÓRIOS DE ANÁLISES CLÍNICAS.....	77

APÊNDICE 1**TERMO DE CONSENTIMENTO LIVRE E ESCLARECIDO**

Eu, _____, abaixo assinado, DECLARO para fins de participação no projeto “Avaliação da qualidade do diagnóstico coproparasitológico em laboratórios de Curitiba e Região Metropolitana – Paraná”, sob a responsabilidade das pesquisadoras Dr^a. DÉBORA DO ROCIO KLISIEWICZ e REGIELLY CAROLINE RAIMUNDO COGNIALLI, na condição de representantes legais do sujeito/legal da pesquisa, que fui devidamente esclarecido à respeito da justificativa, objetivo e procedimentos a serem utilizados na mesma. Declaro também ter sido informado sobre a liberdade de recusa na participação ou retirada do consentimento em qualquer fase da pesquisa, sem penalização ou prejuízo, bem como sobre a garantia de sigilo quanto aos dados confidenciais envolvidos na pesquisa. Declaro, assim, que após devidamente esclarecido consinto voluntariamente que o laboratório do qual sou responsável participe da referida pesquisa.

Curitiba, de de 2013.

Nome do laboratório: _____

Dra. Débora do Rocio Klisiowicz

Assinatura do responsável pelo laboratório

Regielly C. R. Cognialli

APÊNDICE 2

ESCLARECIMENTO AO PARTICIPANTE DA PESQUISA

Nós, Prof^a. Dr^a. Débora do Rocio Klisiowicz e Regielly Caroline Raimundo Cognialli, pesquisadores da Universidade Federal do Paraná, estamos convidando o Senhor (a) responsável pelo Laboratório de Análises Clínicas a participar de um estudo intitulado “Avaliação da qualidade do diagnóstico coproparasitológico em laboratórios de análises clínicas de Curitiba e Região Metropolitana - Paraná”, o qual foi aprovado pelo Comitê de Ética em Pesquisa da Universidade Federal do Paraná, sob registro CAAE: 11331512.2.0000.0102. No Brasil não há dados publicados quanto ao desempenho dos laboratórios de análises clínicas na realização de exames coproparasitológicos, sendo que essas informações são fundamentais para avaliar se os laboratórios estão atuando com qualidade.

O objetivo desta pesquisa é avaliar a qualidade do diagnóstico coproparasitológico em laboratórios de análises clínicas de Curitiba, Paraná. Caso o Senhor (a) participe da pesquisa, será necessário responder um questionário, realizar exames coproparasitológicos das amostras que serão enviadas e fornecer um laudo no prazo máximo de 30 (trinta) dias após o recebimento das amostras, no qual não será necessário identificar o laboratorista que realizou o exame. Será enviado um total de seis amostras para a identificação de parasitos, sendo que dessas amostras três estarão na forma de lâminas vedadas e três suspensões.

O laboratório participante receberá um parecer sigiloso quando ao seu desempenho na pesquisa, podendo dessa forma identificar possíveis erros e aumentar a qualidade dos exames realizados, visando um melhor atendimento aos seus clientes.

Pode haver risco de contaminação dos laboratoristas ao manipularem as amostras, porém, para minimizar o risco, todas as etapas de manipulação deverão ser executadas com luvas, sendo seu uso indispensável.

Não haverá pagamento pela participação na pesquisa, a qual é voluntária. O Senhor(a) possui total liberdade para desistir a qualquer momento e solicitar que lhe devolvam o termo de consentimento livre e esclarecido assinado.

Em todas as etapas da pesquisa a identificação do Laboratório de Análises Clínicas será realizado mediante a códigos, além disso, as informações relacionadas ao estudo poderão conhecidas apenas por pessoas autorizadas: a Prof^a. Dr^a. Débora do Rocio Klisiowicz (orientadora da pesquisa) e Regielly Caroline Raimundo Cognialli (mestranda do Programa de Pós-graduação em Microbiologia, Parasitologia e Patologia). No entanto, se qualquer informação for divulgada em relatório ou publicação, isto será realizado sob forma codificada, para que a identidade do Laboratório de Análises Clínicas seja preservada e mantida a confidencialidade.

As pesquisadoras Prof^a. Dr^a. Débora do Rocio Klisiowicz e Regielly Caroline Raimundo Cognialli responsáveis por este estudo poderão ser contatadas (41 – 3361-1574 / deborak@ufpr.br / regielly.cognialli@gmail.com / Departamento de Patologia Básica, sala 132 – UFPR - Setor de Ciências Biológicas – Campus Politécnico, Jardim das Américas, Curitiba, Paraná.) para esclarecer eventuais dúvidas que o Senhor (a) possa ter e fornecer-lhe as informações que queira, antes, durante ou depois de encerrado o estudo.

Rubricas:

Sujeito da Pesquisa e /ou responsável legal _____

Pesquisador Responsável _____

Orientador _____ Orientado _____

APÊNDICE 3
QUESTIONÁRIO


Participante número

- 1- Existe um setor específico para a realização dos exames coproparasitológicos no laboratório?
() sim () não
- 2- Existem Procedimentos Operacionais Padrão (POP's) no setor?
- 3- Em média, quantos exames coproparasitológicos são realizados diariamente?
- 4- São feitas orientações quanto à coleta da amostra? Como?
() Verbalmente
() Impresso
() Outros _____
- 5- Existe um ou mais funcionários específicos para este setor? Se positivo quantos, qual a formação de cada um deles e sua função no setor.
- 6- Quais são os métodos coproparasitológicos utilizados na rotina do laboratório?
- 7- Existe alguma bibliografia disponível para pesquisa? Qual?
- 8- Existe alguma situação em que a amostra de fezes é considerada inadequada? Ocorre solicitação de recoleta?
- 9- Existe algum tipo de questionamento sobre uso de medicamentos ao paciente? Caso a resposta seja positiva qual o valor dessa informação para o laboratório?
- 10- Ao observar algum tipo de alteração no exame macroscópico qual é a conduta do laboratório?
- 11- Quantas lâminas são visualizadas na(s) metodologia(s) utilizada(s)?
- 12- Realiza Controle de Qualidade Interno? De que forma?
- 13- Participa do Controle Qualidade Externo? Qual?
- 14- Existe no laboratório algum sistema de gestão da qualidade? (IAcreditação)

ANEXO

ANEXO 1 -	PROCEDIMENTO OPERACIONAL PADRÃO 12	
	(POP 12).....	79
ANEXO 2 -	PROCEDIMENTO OPERACIONAL PADRÃO 07	
	(POP 07).....	82

ANEXO 1

	PROCEDIMENTO OPERACIONAL PADRÃO	Versão 1	Pág. 1 / 3
		Data 06/2012	Doc. 12
COLETA, CONSERVAÇÃO E DISSECAÇÃO DE <i>Ascaris suum</i> e <i>Fasciola hepatica</i>			
SETOR: PARASITOLOGIA			
ELABORADO POR: REGIELLY COGNIALLI			
APROVADO POR: DÉBORA DO ROCIO KLISIEWICZ			

1. Princípio

Os helmintos parasitas do homem e dos animais são obtidos através de achados de necropsia, eliminação espontânea, após administração de vermífugos, ou ainda, através de infecções experimentais em animais de laboratório (camundongos, ratos, cobaias, etc.)

2. Aplicação

Obtenção de ovos de *Ascaris suum* e *Fasciola hepatica* a partir da dissecação dos parasitos adultos.

3. Amostra

Parasitos adultos obtidos de matadouros.

4. Reagentes e outros insumos

4.1 Padrões

Não requer

4.2 Controles

Para o controle interno utiliza-se amostra do paciente.

4.3 Reagentes

4.3.1 – Solução fisiológica 0,9%

100 mL de água destilada

0,9 g de cloreto de sódio

4.3.2 - Formaldeído

4.3.3 – Líquido de Raillet e Henry

930 mL de água destilada

6 g de cloreto de sódio

50 mL de formaldeído

20 mL de ácido acético glacial


4.4 Outros insumos

4.4.1 – Frasco com tampa

4.4.2 – Funil de plástico pequeno

4.4.3 – Bastão de vidro

4.4.4 – Placa de Petri

	PROCEDIMENTO OPERACIONAL PADRÃO	Versão 1	Pág. 2 / 3
		Data 06/2012	Doc. 12
COLETA, CONSERVAÇÃO E DISSECAÇÃO DE <i>Ascaris suum</i> e <i>Fasciola hepatica</i>			
SETOR: PARASITOLOGIA			
ELABORADO POR: REGIELLY COGNIALLI			
APROVADO POR: DÉBORA DO ROCIO KLISIEWICZ			

4.4.5 – Caneta para identificação

4.4.6 – Pinça

4.4.7 – Pissete

4.4.8 – Bisturi

4.4.9 – Pipeta de Pasteur

4.4.10 – Tubo falcon de 15 mL

4.4.11 - Gaze

5. Procedimento detalhado

Para executar este procedimento é indispensável o uso de luvas e avental.

5.1 – Coleta e conservação dos parasitos adultos

1 – Após o abate do suíno ou bovino, armazenar os parasitos em solução fisiológica 0,9%

2 – Encaminhar os parasitos ao Laboratório de Parasitologia da UFPR em um prazo inferior a 12 horas

3 – No laboratório lavar os parasitos coletados com pissete contendo solução fisiológica

4 – Transferir os parasitos para o líquido de Raillet e Henry

5.2 – Dissecação de *Ascaris suum*

1 – Selecionar as fêmeas do parasito

2 – Colocar em uma placa de Petri uma fêmea do parasito com auxílio de uma pinça

3 – Utilizando uma pinça e um bisturi, abrir o parasito verticalmente

4 – Remover o útero do parasito

5 – Transferir o útero para uma nova placa de Petri

6 – Descartar o restante do parasito

7 – Repetir os procedimentos acima mencionados para o número de parasitos que se pretende dissecar

8 – Na placa de Petri contendo os úteros dos parasitos, adicionar 5 mL de formaldeído

9 – Macerar os úteros com auxílio de um bastão de vidro

10 – Transferir o macerado com uma pipeta de Pasteur para um tubo falcon através de um funil com gaze (para reter restos do útero)

11 – Identificar o tubo falcon


5.3 – Dissecação de *Fasciola hepatica*

1 – Colocar o parasito em uma placa de Petri

2 – Adicionar 5 mL de formaldeído na placa de Petri

9 – Macerar o parasito com auxílio de um bastão de vidro

10 – Transferir o macerado com uma pipeta de Pasteur para um tubo falcon através de um funil com gaze (para reter restos do parasito)


	PROCEDIMENTO OPERACIONAL PADRÃO	Versão 1	Pág. 3 / 3
		Data 06/2012	Doc. 12
COLETA, CONSERVAÇÃO E DISSECAÇÃO DE <i>Ascaris suum</i> e <i>Fasciola hepatica</i>			
SETOR: PARASITOLOGIA			
ELABORADO POR: REGIELLY COGNIALLI			
APROVADO POR: DÉBORA DO ROCIO KLISIEWICZ			

11- Identificar o tubo falcon

6. Referências bibliográficas

- 1 - REY, L. **Parasitologia**. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008.
- 2 - NEVES, D. P.; MELO, A.L.; LINARDI, P.M.; VITOR, R.W.A. **Parasitologia Humana**. 11. ed. São Paulo: Atheneu, 2010.
- 3 - DE CARLI, G.A. **Parasitologia Clínica: Seleção de Métodos e Técnicas de Laboratório para o Diagnóstico das Parasitoses Humanas**. São Paulo: Editora Atheneu, 2001.

ANEXO 2

	PROCEDIMENTO OPERACIONAL PADRÃO	Versão 1	Pág. 1 / 2
		Data 02/2012	Doc. 07
PREPARO DE LÂMINA SEMI-PERMANENTE PARA EXAME DE MATERIAL FECAL			
SETOR: PARASITOLOGIA			
ELABORADO POR: REGIELLY COGNIALLI			
APROVADO POR: DÉBORA DO ROCIO KLISIEWICZ			

1. Princípio

Para que haja uma boa visualização do material fecal e identificação dos parasitos é fundamental que a lâmina seja preparada de modo adequado.

2. Aplicação clínica

Exame e identificação de enteroparasitos.

3. Amostra

Fezes.

4. Reagentes e outros insumos

4.1 Reagentes

4.1.1 – Lugol

1 g de Iodo é macerada com 2 g de Iodeto de potássio. Medir 200 mL de água Tipo I. Adicionar lentamente pequena quantidade desta água com homogeneização constante. Quando houver solubilização total, adicionar o volume restante desta água. Armazenar em um frasco de vidro âmbar e rotular. Transferir 20 mL para um frasco conta-gotas âmbar, o qual será usado no dia-a-dia.

4.2 Outros insumos

4.4.1 – Lâmina de vidro para microscopia

4.4.2 – Lamínula de vidro para microscopia 20 x 20 mm

4.4.3 – Pipeta Pasteur

4.4.4 – Esmalte de unha comercial

4.4.5 – Caneta para identificar as lâminas

5. Equipamentos

5.1 – Microscópio

6. Procedimento detalhado

6.1 – Preparo da lâmina semi-permanente

1 - Identificar a lâmina de vidro para microscopia, com o protocolo de envio

2 - Com o auxílio de uma pipeta coletar uma pequena porção do sedimento, que contem o material, e depositar sobre uma lâmina já identificada

	PROCEDIMENTO OPERACIONAL PADRÃO	Versão 1	Pág. 2 / 2
		Data 02/2012	Doc. 07
PREPARO DE LÂMINA SEMI-PERMANENTE PARA EXAME DE MATERIAL FECAL			
SETOR: PARASITOLOGIA			
ELABORADO POR: REGIELLY COGNIALLI			
APROVADO POR: DÉBORA DO ROCIO KLISIEWICZ			

- 3 - Adicionar uma gota de lugol e homogeneizar
- 4 - Cobrir com lamínula de vidro transparente para microscopia de 20x20 mm
- 5 - Vedar a lâmina com o uso de esmalte comercial de unha, passando três camadas de esmalte entre as bordas da lamínula de vidro e a lâmina de vidro para microscopia

6.2 – Leitura

- 1 – Realizar a leitura com aumento de 100 e 400x.

7. Controle da qualidade

7.1 – Reagente

7.1.1 – Lugol

O conteúdo do frasco conta-gotas âmbar deve ser renovado toda segunda-feira. Nova solução deve ser preparada quando ele não estiver com a sua cor característica.

8. Limitações do método

- 1 – Amostra do paciente contendo poucos parasitos podem fornecer resultados falso- negativos.
- 2 – A incapacidade do observador em identificar as características morfológicas das diferentes espécies poderá causar resultados enganosos.

9. Referências bibliográficas

- 2 - REY, L. **Parasitologia**. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008.
- 3 - NEVES, D. P.; MELO, A.L.; LINARDI, P.M.; VITOR, R.W.A. **Parasitologia Humana**. 11. ed. São Paulo: Atheneu, 2010.
- 4 - DE CARLI, G.A. **Parasitologia Clínica: Seleção de Métodos e Técnicas de Laboratório para o Diagnóstico das Parasitoses Humanas**. São Paulo: Editora Atheneu, 2001.