

Universidade Federal Fluminense

Instituto Biomédico

Departamento de Microbiologia e Parasitologia

Programa de Graduação em Biomedicina – Análises Clínicas

Eduarda Peixoto Azevedo

**Diagnóstico Coparassitológico em Laboratório de Análises  
Clínicas: comparação de técnicas e custo de implantação**

Trabalho de Conclusão de Curso

Niterói

2016

Eduarda Peixoto Azevedo

**Diagnóstico Coparasitológico em Laboratório de Análises  
Clínicas: comparação de técnicas e custo de implantação**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Programa de Graduação de Biomedicina, da Universidade Federal Fluminense, como parte dos requisitos necessários à obtenção do grau Bacharel em Análises Clínicas.

ORIENTADORA: Prof. Dr. Claudia Maria Antunes Uchôa Souto Maior.

Niterói  
2016

EDUARDA PEIXOTO AZEVEDO

**Diagnóstico Coproparasitológico em Laboratório de Análises  
Clínicas: comparação de técnicas e custo de implantação**

Monografia apresentada ao Curso de Graduação em  
Biomedicina da Universidade Federal Fluminense,  
como requisito parcial à obtenção do Bacharelado em  
Análises Clínicas.

Aprovada em \_\_\_\_ de \_\_\_\_ de 201\_\_.

BANCA EXAMINADORA

---

Claudia Maria Antunes Uchôa Souto Maior - MIP/Universidade Federal Fluminense.  
(Presidente)

---

Fernando Campos Sodré - HUAP/Universidade Federal Fluminense.  
(Membro)

---

Otílio Machado Pereira Bastos - MIP/ Universidade Federal Fluminense.  
(Membro)

---

Alynne da Silva Barbosa - MIP/ Universidade Federal Fluminense.  
(Suplente)

Niterói

2016

## AGRADECIMENTOS

Agradeço à Deus pelo seu amor infinito, e por ter me proporcionado cada conquista na minha vida.

À minha orientadora Claudia Maria Antunes Uchôa Souto Maior, por ter sido atenciosa e um exemplo de profissional no meu percurso acadêmico e também na vida. Sempre lembrarei, da sua amabilidade e dedicação. Obrigada por tudo, minha eterna professora.

À toda equipe/família do laboratório de Parasitologia MIP/UFF, vocês foram mais que especiais nesse processo. Obrigada a todos vocês. Especialmente Alynne da Silva Barbosa, por ter me acolhido e me ensinado ao longo desses anos o significado de trabalhar com afinco e à Mayara Perlingeiro de Siqueira por me permitir participar do seu projeto de Mestrado e compartilhar seus resultados.

À minha família, Rosemary Martins Peixoto, David Rodrigues de Castro, Fernanda Martins Azevedo, Jorgenelia Peixoto Baptista que estiveram sempre ao meu lado e me deram incentivo para continuar estudando, pelos abraços e carinhos nos momentos mais difíceis.

À Mateus Torres de Sousa, meu namorado, por estar sempre comigo e me incentivar em tudo que faço.

À Universidade Federal Fluminense, que foi uma segunda casa ao longo desses quatro anos, além de me proporcionar encontrar pessoas incríveis.

Obrigada a todos. Para aqueles que vou deixar de encontrar todos os dias, saibam que vão estar sempre nas minhas lembranças e coração.

## RESUMO

O diagnóstico parasitológico deve ser realizado de forma específica e sensível possibilitando o tratamento adequado de pacientes, a escolha da terapêutica e a compreensão da epidemiologia dos parasitos intestinais. Várias técnicas são utilizadas para esse diagnóstico apresentando diferentes resultados. Baseado nessas informações esse estudo objetivou comparar as técnicas de Baermann-Moraes, Faust et al., Ritchie modificada, Lutz e Kato-Katz, para o diagnóstico de parasitoses intestinais e analisar o custo de implantação de cada uma dessas técnicas, em um laboratório de análises clínicas. Foram analisadas 373 amostras de fezes pelas cinco técnicas propostas. Todas as 292 amostras analisadas pela técnica de Baermann-Moraes foram negativas. Considerando as demais técnicas, a positividade foi de 25,74% (96/373). Ritchie modificada detectou positividade em 65,60% (63/96) das amostras com maior eficiência para *Blastocystis* sp., seguida por Lutz (55,20%), Faust et al. (49%) e Kato-Katz (4,16%). Os índices de concordância entre as técnicas utilizadas excluindo Kato-Katz foram moderados. A concordância entre Kato-Katz e as outras técnicas foi fraca. O Kato-Katz foi considerado uma técnica inadequada para o diagnóstico de parasitoses intestinais, frente ao declínio da frequência de geohelmintíase e permanência ou aumento das infecções determinadas por protozoários. A técnica de Lutz foi a que apresentou menor custo de implantação, seguida por Baermann-Moraes, Kato-Katz, Ritchie modificado e Faust et al., devendo ser a técnica de escolha quando o referencial for econômico. A escolha baseada em positividade indica a implantação de Ritchie modificada, porém ressalta-se a importância da associação de técnicas para resultados mais fidedignos. Considerando a associação de técnicas indica-se utilização de Ritchie modificado e Lutz ou Ritchie modificado e Faust et al.

**Palavras-chave:** Enteroparasitoses. Técnica de sedimentação. Técnica de flutuação. Kato-Katz. Custo de implantação.

## ABSTRACT

The parasitological diagnosis should be specifically and sensitively enabling proper treatment of patients, the choice of treatment and understanding of the epidemiology of intestinal parasites. Various techniques are used for these diagnosis presenting different results. Based on this information this study aimed to compare the techniques of Baermann-Moraes, Faust et al., Ritchie modified, Lutz and Kato-Katz, for the diagnosis of intestinal parasites and analyze the implementation`cost of each of these techniques in Clinical Laboratory. Of the samples, 373 were analyzed by the five technical proposals. All 292 samples analyzed by Baermann-Moraes technique were negative. Considering the other techniques, the positivity was 25.74% (96/373). Ritchie modified found positive in 65,60% (63/96) of the samples with higher efficiency to *Blastocystis* sp., followed by Lutz (55,20%), Faust et al. (49%) and Kato-Katz (4,16%). Concordance rates between techniques excluding Kato-Katz were moderate. The agreement between Kato-Katz and other techniques was weak. The Kato-Katz was considered an improper technique for the diagnosis of intestinal parasites, because of the decline of the frequency of soil transmitted helminths and increased or maintenance of intestinal protozoal infections. Lutz technique showed the lower cost of deployment, followed by Baermann-Moraes, Kato-Katz, Ritchie modified and Faust et al., and should be the technique of choice based in economical reference. Positivity-based choice indicates the Ritchie modified deployment, but it is importante to emphasize the combination of techniques for more reliable results. Considering the combination of techniques the best association was Ritchie modified and Lutz or Ritchie modified and Faust et al.

**Keywords:** Enteroparasitosis. Sedimentation technique. Flotation technique. Kato-Katz. Deployment cost.

# SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO .....</b>	<b>7</b>
1.1 OBJETIVO GERAL .....	10
1.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	10
<b>2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA .....</b>	<b>11</b>
2.1 PARASITOS INTESTINAIS .....	11
2.2 DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO .....	17
2.2.1 Técnicas coproparasitológicas .....	17
2.2.1.1 Comparação de Técnicas para o diagnóstico coproparasitológico .....	22
2.3 CONTABILIDADE DE CUSTOS .....	31
<b>3 METODOLOGIA .....</b>	<b>33</b>
3.1 AMOSTRAS .....	33
3.2 COLETA .....	33
3.3 PROCEDIMENTOS TÉCNICOS .....	34
3.3.1 Pré-processamento .....	34
3.3.2 Técnica de Faust et.al .....	35
3.3.3 Técnica de Lutz .....	35
3.3.4 Técnica de Ritchie modificado .....	36
3.3.5 Técnica de Kato-Katz .....	36
3.3.6 Técnica de Baermann-Moraes .....	37
3.4 CUSTO DE IMPLANTAÇÃO .....	37
3.4.1 Custo dos materiais duráveis e degradáveis .....	38
3.4.2 Fórmula do custo total .....	38
3.4.3 Depreciação .....	39
3.4.4 Custo do funcionário fictício .....	40
3.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA .....	41
3.6 CONSIDERAÇÕES ÉTICAS .....	42
<b>4 RESULTADOS .....</b>	<b>43</b>
4.1 TÉCNICAS COPROPARASITOLÓGICAS .....	43

4.2 RESULTADO DO CUSTO DE MATERIAIS DURÁVEIS E DEGRADÁVEIS..	46
4.2.1 Resultados da depreciação dos equipamentos e materiais duráveis .....	46
4.2.2 Resultado da depreciação anual .....	49
4.2.3 Resultado do funcionário fictício .....	49
4.2.4 Resultado do custo unitário das técnicas .....	50
<b>5 DISCUSSÃO .....</b>	<b>52</b>
<b>6 CONCLUSÃO .....</b>	<b>58</b>
<b>REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....</b>	<b>59</b>
<b>ANEXO 1.....</b>	<b>69</b>
<b>APÊNDICES 1 e 2 .....</b>	<b>70</b>





## 1 INTRODUÇÃO

As parasitoses intestinais são doenças que refletem as condições sanitárias de uma população, e ainda hoje preocupam, pela negligência com que têm sido tratadas e por ocorrerem, de forma heterogênea, em diversas regiões do país.(DA CRUZ, 2014).

Particularmente, nos países em desenvolvimento, apresentam ampla distribuição e prevalência variada, decorrente das más condições de vida das camadas populacionais mais carentes (BENCCKE et. al. 2006).

A infecção dá-se por meio de fatores importantes associados ao hospedeiro como: idade, estado nutricional, fatores genéticos, culturais, comportamentais e profissionais. Também são essenciais fatores relacionados ao parasito como: a resistência ao sistema imune do hospedeiro e os mecanismos de escape vinculados às transformações bioquímicas e imunológicas verificadas ao longo de seu ciclo de vida (CHIEFFI et. al. 2003).

Diversos programas governamentais têm sido implementados para o controle das doenças tropicais negligenciadas, dentre elas estão as doenças causadas por parasitos intestinais. Em 2015, a Organização Mundial da Saúde (OMS) sugeriu aos países mais acometidos por essas doenças, uma expansão nos investimentos em saneamento básico e o combate a 17 doenças tropicais negligenciadas. Dentre elas estão listadas: Raiva, Tracoma, Úlcera de Buruli, Pian, Hanseníase, Doença de Chagas, Doença do sono (Tripanossomíase Africana), Leishmaniose, Teníase, Neurocisticercose, Dracunculíase, Equinococose, Trematódeos de transmissão alimentar, Filariose, Oncocercose, Esquistossomose e Helminhos Transmitidos pelo Solo. A fim de melhorar a saúde e o bem-estar de mais de 1.500 milhões pessoas, o investimento não representaria mais de 0,1%, no gasto em saúde interna, dos países afetados, durante o período 2015-2030. (OMS, 2015).

Além dessas medidas, a Organização Mundial de Saúde divulgou outras metas para o avanço do combate as doenças negligenciadas. Podemos destacar que em 2009, o tratamento preventivo de infecções por helmintos transmitidos pelo solo, foi

feito em cerca de 30 % das crianças. A OMS quer ampliar esse tratamento para atingir 50 % das crianças até o final do ano de 2015 (OMS, 2015).

Os protozoários intestinais, outrora com menor frequência em comparação aos helmintos, vêm apresentando em diversos estudos manutenção ou aumento de sua frequência associado a redução das geohelmintíases, fato esse relacionado ao tratamento em massa (BELO et al., 2012; MELO et al., 2014; SANTOS et al., 2014)

Na rotina laboratorial, o diagnóstico das parasitoses intestinais ocorre, principalmente, mediante a utilização de técnicas coproparasitológicas, pois apresentam custo baixo e procedimento técnico simples. A literatura disponibiliza várias técnicas com fundamentos diferentes, como as técnicas de sedimentação e flutuação, que permitem concentrar ovos, cistos, oocistos e larvas de diversas espécies de parasitos intestinais em uma amostra fecal, viabilizando determinar sua presença e sua identificação (DE CARLI, 2007).

O diagnóstico clínico das parasitoses intestinais, é impreciso, pois baseia-se em manifestações clínicas, que nesse caso podem variar desde quadros assintomáticos a outros de sintomatologias inespecíficas, tais como diarreia, náuseas, desconforto abdominal, dentre outros (ORIHÉL et al. 1997)

Portanto, o diagnóstico laboratorial desempenha um papel importante no diagnóstico das infecções/doenças parasitárias, sendo a chave para a seleção da conduta terapêutica adequada (MACHADO et al. 2008).

Chaves et al. (1979) apontaram que apesar da existência de inúmeras técnicas, quantitativas e qualitativas, propostas para o exame parasitológico de fezes, todas têm sido objeto de críticas diversas. No laboratório de rotina preconiza-se uma combinação de técnicas, com o objetivo de aumentar a acurácia diagnóstica e, conseqüentemente, diminuir os resultados falsos negativos, principalmente quando há baixa carga parasitária, uma vez que a utilização combinada de várias técnicas com fundamentos distintos é indicada para detectar infecções intestinais causadas por parasitos, tendo em vista sua variabilidade morfológica e biológica (MENDES et al. 2005).

A comparação de técnicas tem sido estudada por diversos autores ao longo dos anos (CHAVES et al., 1979; MACHADO et al., 2001; CERQUEIRA et al., 2002;

CARVALHO et.al., 2002; TARAFDER et al., 2010; ALYANI et. al., 2015; GONÇALVES et al., 2014), objetivando avaliar sua eficiência no diagnóstico parasitológico.

Baseado nessa diversidade de técnicas para pesquisa de parasitos em amostras fecais, esse estudo comparou cinco diferentes técnicas coproparasitológicas, objetivando ampliar o arcabouço teórico sobre o tema, bem como estimar o custo de sua implantação.

## 1.1 OBJETIVO GERAL

Avaliar técnicas coparasitológicas com diferentes fundamentos, utilizadas na rotina do Laboratório de Análises Clínicas.

### 1.1.2 Objetivos específicos

Comparar a eficiência das técnicas de Baermann-Moraes, Faust et al., Ritchie modificada por Young, Lutz e Kato-Katz, no diagnóstico de enteroparasitoses.

Analisar o custo de implantação de cada uma dessas técnicas no Laboratório de Análises Clínicas.

## 2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

As parasitoses intestinais ainda apresentam grande importância na saúde coletiva e devido a sua ampla distribuição, especialmente em países em desenvolvimento. Para seu controle é essencial o diagnóstico e tratamento dos indivíduos infectados. Para o diagnóstico podem ser utilizadas várias técnicas com fundamentos diversos, que objetivem a identificação das diferentes formas evolutivas dos parasitos intestinais. A literatura aponta vantagens e desvantagens no uso das técnicas parasitológicas, bem como a dificuldade de escolha de uma técnica única para uso na rotina laboratorial da pesquisa parasitária. Dessa forma, são importantes os estudos que avaliem a eficiência de tais técnicas no diagnóstico dos parasitos intestinais, norteando a rotina parasitológica no Laboratório de Análises Clínicas.

### 2.1 PARASITOS INTESTINAIS

Estima-se que infecções intestinais causadas por helmintos e protozoários afetem cerca de 3,5 bilhões de pessoas, causando enfermidades em aproximadamente 450 milhões ao redor do mundo, ocorrendo a maior parte destas em crianças (OMS, 2008).

As helmintíases transmitidas pelo solo, também conhecidas como geohelmintíases estão entre as parasitoses mais comuns no mundo ocorrendo especialmente em comunidades carentes e com baixo nível socioeconômico (OMS, 2015a). As principais espécies de geohelmintos são: *Ascaris lumbricoides*, *Trichuris trichiura* e ancilostomídeos (*Necator americanus* e *Ancylostoma duodenale*). A transmissão desses parasitos associa-se a interação com solo contaminado por fezes humanas com ovos e larvas desses parasitos. Mais de 1.5 bilhões de pessoas ou 24% da população mundial encontra-se infectada por parasitos intestinais. Essas parasitoses foram incluídas pela OMS no grupo das doenças negligenciadas, ou seja, aquelas que estão associadas à pobreza e que também a promovem. *Stongyloides stercoralis* também se insere nesse grupo, afetando 30 a 100 milhões de pessoas (OMS, 2015b) e apresentando além da transmissão por contato direto com o solo contaminado com larvas, a autoinfecção.

Além dos helmintos, protozoários como *Giardia intestinalis* (Sin: *Giardia lamblia* e *Giardia duodenalis*), *Entamoeba histolytica*, bem como os demais amebídeos intestinais, *Cryptosporidium* sp. e *Blastocystis* sp, são frequentemente relatados em pesquisas coproparasitológicas (KOLTAS et. al., 2014; GIGONZAC et. al. 2012; MACHADO et. a. 2001). *Blastocystis* sp. tem sido o protozoário mais frequente em diversos estudos (NAVONE et.al. 2005; EYMAEL et. al. 2010), porém seu potencial patogênico ainda não foi determinado de forma definitiva (SILVA et. al. 2006). Os demais amebídeos não patogênicos são utilizados como indicadores de contaminação fecal (BASSO et. al. 2008; ACHA & SZYFRES, 1986).

Segundo o Ministério da Saúde, Brasil (2005, p. 16):

“À exceção das doenças imunopreveníveis, as demais doenças infecciosas e parasitárias vêm se mantendo no Brasil num patamar quase que constante nos últimos anos, representando cerca de 10% das causas de internação hospitalares na rede hospitalar pública e contratada pelo SUS anualmente, sendo esses valores mais elevados nas regiões Norte e Nordeste.”

Os fatores que podem ser citados como contribuintes para a distribuição irregular das parasitoses intestinais, nos diferentes segmentos da população estão associados à deficiência no saneamento básico, baixo nível socioeconômico, grau de escolaridade das mães e desconhecimento (FERREIRA et al., 2000)

Bezerra et. al. (2003), Bórquez et.al. (2004) e Nolla et.al. (2005), associaram a maior frequência parasitária às crianças, pois encontram-se num período da vida em que a resposta imune aos parasitos e hábitos pessoais, sociais e alimentares, tais como introdução de alimentos crus na dieta, diminuição dos cuidados diretos, maior contato com o solo, com outras crianças e animais domésticos, propiciam maior exposição ao risco de aquisição de parasitos intestinais. A resposta imuno/dependente aumenta com a idade e exposição ao parasito.

Outro fator importante, em relação as parasitoses intestinais, são as condições socioeconômicas e as informações passadas para a população. Ferreira et.al. (2000, p 79) apontaram que:

“As condições socioeconômicas da população carente de informações devem ser retratadas. Dentre elas as formas de prevenção de doenças parasitárias que interferem no desenvolvimento físico, mental e emocional das crianças, alertando para a necessidade de maior investimento no ensino ofertado a população.”

A falta de saneamento básico é um fator fundamental para a transmissão dos parasitos intestinais, pois a contaminação do ambiente por fezes facilita a transmissão fecal-oral (FERREIRA et. al. 2000).

A disseminação das parasitoses também pode ocorrer por meio do contato interpessoal com pessoas infectadas que habitam, geralmente a mesma residência, principalmente em moradias menores que favorecem o confinamento, reforçando a importância da investigação parasitária na população (COSTA-MACEDO et.al., 1998).

As helmintíases e as protozooses são infecções que se apresentam clinicamente de forma ampla, variando desde casos assintomáticos a graves. Nos quadros sintomáticos, os sintomas e sinais são inespecíficos, tais como anorexia, irritabilidade, distúrbios do sono, náuseas, vômitos ocasionais, dor abdominal e diarreia. Os quadros graves ocorrem em hospedeiros com maior carga parasitária, imunodeprimidos e desnutridos. O aparecimento ou agravamento da desnutrição ocorre por meio de vários mecanismos, tais como lesão de mucosa (*Giardia intestinalis*, *Necator americanus*, *Strongyloides stercoralis*, coccídios), alteração do metabolismo de sais biliares (*Giardia intestinalis*), competição alimentar (*Ascaris lumbricoides*), exsudação intestinal (*Giardia intestinalis*, *Strongyloides stercoralis*, *Necator americanus*, *Trichuris trichiura*), favorecimento de proliferação bacteriana (*Entamoeba histolytica*) e hemorragias (*Necator americanus*, *Trichuris trichiura*) (MELO et. al. 2004).

Diversos estudos, entre 2000 e 2015, evidenciaram frequências diferentes para parasitos intestinais em cidades do mundo e do Brasil, havendo um predomínio de estudos em crianças. As frequências de positividade variaram de 73,3% a 10% nas diversas localidades. O resumo dessas informações está apresentado no quadro 1.



Quadro 1 – Frequências de parasitoses intestinais em diferentes grupos da população por meio de técnicas coproparasitológicas

<b>Autor/ Ano</b>	<b>Localidade</b>	<b>Público</b>	<b>Técnicas</b>	<b>Frequência Nº total</b>	<b>Total /Espécies parasitárias</b>
NGRENNGARMLET et.al. 2007	Nakhon Prathon- Tailândia	Crianças (7-12 anos)	Ritchie	12,6% Nº = 242	<i>Blastocystis</i> sp. <i>Giardia intestinalis</i> <i>Entamoeba coli</i> <i>Endolimax nana</i> <i>Entamoeba</i> <i>histolytica/Entamoeba</i> <i>dispar</i> <i>Trichuris trichiura</i> <i>Taenia</i> sp. <i>Strongyloides</i> <i>stercoralis</i> Ancilostomídeos
OKYAY et.al. 2004	Turquia	Crianças (7-14 anos)	Ritchie	31,8% Nº = 639	<i>Giardia intestinalis</i> <i>Entamoeba coli</i> <i>Hymenolepis nana</i> <i>Enterobius</i> <i>vermicularis</i>
SMITH et.al. 2001	Honduras	Crianças (2-14 anos)	Kato-Katz	<i>A.</i> <i>lumbricoides</i> 45% <i>Trichuris</i> <i>trichiura</i> 38% Nº = 240	<i>Ascaris lumbricoides</i> <i>Trichuris trichiura</i>
MIOTTO et.al. 2016	Ubiratã - PR	Crianças (6-14 anos)	Lutz/Faust et.al.	24,56% Nº = 57	<i>Entamoeba coli</i> <i>Giardia intestinalis</i> <i>Ascaris lumbricoides</i>

Quadro 1 – Frequências de parasitoses intestinais em diferentes grupos da população por meio de técnicas coproparasitológicas (continuação)

BIOLCHI et.al. 2015	Campos Novos- Santa Catarina	Crianças (7 a 14 anos)	Lutz/ Faust et.al.	73,3% Nº = 109	<i>Entamoeba coli</i> <i>Giardia intestinalis</i> <i>Balantidium coli</i> <i>Isospora belli</i> <i>Iodamoeba sp.</i> <i>Trichuris trichiura</i> Ancilostomídeos <i>Ascaris lumbricoides</i>
CAVAGNOLLI et. al. 2015	Flores da Cunha-RS	Estudantes (5 a 15 anos)	Lutz	10,0% Nº = 341	<i>Endolimax nana</i> <i>Entamoeba coli</i> <i>Iodamoeba butschlii</i> <i>Giardia intestinalis</i> <i>Entamoeba coli</i> <i>Endolimax nana</i> <i>Ascaris lumbricoides</i>
MACHADO et.al. 2008	Uberlândia Minas Gerais	Crianças (0- 15 anos)	Baermann- Moraes/Lutz	58,1% Nº = 160	<i>Giardia intestinalis</i> <i>Entamoeba coli</i> <i>Endolimax nana</i> <i>Entamoeba hartmani</i> <i>Strongyloides stercoralis</i> <i>Iodamoeba butshlii</i> <i>Capillaria hepática</i> <i>Ascaris lumbricoides</i> <i>Enterobius vermicularis</i> <i>Hymenolepis nana</i> <i>Hymenolepis diminuta</i> Ancilostomídeos <i>Trichuris trichiura</i>
ZAIDEN et. al. 2008	Rio- Verde - GO	Crianças (0- 6 anos)	Lutz/ Faust et.al.	39,9% Nº = 276	<i>Giardia intestinalis</i> <i>Entamoeba coli</i> <i>Giardia intestinalis</i> <i>Endolimax nana</i> <i>Entamoeba coli</i> <i>Ascaris lumbricoides</i> <i>Hymenolepis nana</i>

Quadro 1 – Frequências de parasitoses intestinais em diferentes grupos da população por meio de técnicas coproparasitológicas (continuação)

BASSO et. al. 2008	Caxias do Sul - RS	Escolares (6-14 anos)	Lutz/ Ritchie/ Graham	58% Nº = 9787	<i>Giardia intestinalis</i> <i>Entamoeba histolytica/Entamoeba dispar</i> <i>Entamoeba coli</i> <i>Endolimax nana</i> <i>Iodamoeba butshlii</i> <i>Ascaris lumbricoides</i> <i>Trichuris trichiura</i> <i>Enterobius vermicularis</i> <i>Strongyloides stercoralis</i> Ancilostomídeos <i>Hymenolepis nana</i> <i>Taenia</i> sp.
ROQUE et.al. 2005	Porto Alegre- RS	Escolares	Lutz	15,7% Nº = 191	<i>Giardia intestinalis</i> <i>Entamoeba</i> sp. <i>Hymenolepis nana</i> <i>Ascaris lumbricoides</i> <i>Trichuris trichiura</i>
CASTRO et.al. 2004	Cachoeiro de Itapemirim - ES	Escolares (8 a 15 anos)	Lutz	19,71% Nº = 421	<i>Entamoeba histolytica/Entamoeba dispar</i> <i>Giardia intestinalis</i> <i>Endolimax nana</i> <i>Entamoeba coli</i> Ancilostomídeos <i>Strongyloides stercoralis</i> <i>Ascaris lumbricoides</i> <i>Trichuris trichiura</i> <i>Enterobius vermicularis</i>
FERREIRA et.al. 2000	São Paulo	Crianças (0-5 anos)	Lutz	10,7% Nº = 1280	<i>Giardia intestinalis</i> <i>Entamoeba histolytica/Entamoeba dispar</i> <i>Hymenolepis nana</i> <i>Áscaris lumbricoides</i> <i>Trichuris trichiura</i>
ROCHA et.al. 2000	Bambuí- Minas Gerais	Escolas públicas do 1º e 2º graus e creches	Exame direto/Kato-Katz	20,1% Nº = 2901	<i>Giardia intestinalis</i> <i>Entamoeba coli</i> <i>Entamoeba histolytica/Entamoeba dispar</i> <i>Endolimax nana</i> <i>Ascaris lumbricoides</i> Ancilostomídeos <i>Trichuris trichiura</i> <i>Enterobius vermicularis</i> <i>Hymenolepis nana</i> <i>Taenia</i> sp. <i>Strongyloides stercoralis</i> <i>Schistosoma mansoni</i>

## 2.2 DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO

O diagnóstico coproparasitológico é o mais utilizado devido ao baixo custo, sensibilidade e simplicidade (NUNEZ et al., 1997). A pesquisa de coproantígenos parasitários vem apresentando boa sensibilidade e especificidade (CORRIPIO et al. 2010). Entretanto nos últimos anos, o estudo molecular dos parasitos, vem crescendo e se tornando importante nos laboratórios de parasitologia. Os ensaios de PCR multiplex são mais sensíveis e específicos do que detecção e identificação de protozoários patogênicos por microscopia. Apesar de todo avanço nos conhecimentos tecnológicos e genéticos, o diagnóstico de parasitos intestinais permanece estagnado (MACHARDY et al. 2014).

### 2.2.1 Técnicas coproparasitológicas

As técnicas coproparasitológicas podem ser divididas em: exame direto, técnicas de concentração por sedimentação espontânea ou forçada, técnicas de flutuação, técnicas de termohidrotropismo seguida de sedimentação e técnicas quantitativas de contagem de ovos, tais como: Mc Master, Kato-Katz, Stoll, etc.

Dentre as técnicas de sedimentação podemos citar, as técnicas de Lutz (1919) e a técnica de Ritchie (1948), modificada por Young et al, (1979).

A técnica de Lutz (1919) tem como fundamento a sedimentação espontânea em cálice de fundo cônico e possui como principal indicação a pesquisa de estruturas pesadas como ovos de média e grande densidade. A técnica possui fácil execução, baixo custo, tem boa sensibilidade para o diagnóstico de formas evolutivas de helmintos e protozoários, apesar de sua indicação para pesquisa de formas evolutivas de maior densidade. A desvantagem da técnica é a grande quantidade de detritos fecais no sedimento, dificultando, a preparação e a leitura da lâmina (DE CARLI, 2011).

A técnica de Ritchie (1948) consiste em uma centrifugo-sedimentação de amostra fecal com formol-éter. Prioriza a detecção de formas evolutivas de média e grande densidade, embora também apresente bons resultados na detecção de formas evolutivas de protozoários. Young et al. (1979), modificaram a técnica proposta por Ritchie (1948), substituindo o éter por acetato de etila, por ser menos inflamável e perigoso, obtendo resultados iguais ou superiores.

Já as técnicas de flutuação foram desenvolvidas tomando por base a densidade das formas evolutivas de parasitos, pois a maioria dos ovos de helmintos e cistos de protozoários tem uma densidade específica entre 1,05 e 1,20. (FAUST et al. 1938) Cada técnica utiliza uma solução diluente diferente, composta por substâncias diluídas em água, gerando densidades determinadas previamente com o sulfato de zinco, na técnica de Faust et al. (1938), o cloreto de sódio, na técnica de Willis–Mollay (1921) e o açúcar, na técnica de Sheather (1923).

A técnica de Faust et al. (1938) tem como principal vantagem, a questão da limpeza da amostra fecal, devido as lavagens sucessivas do sedimento, o que contribui para uma menor quantidade de detritos, o que facilita a leitura. A utilização da alça de platina, nessa técnica, auxilia a coleta do material que foi concentrado na película que se forma na superfície do sobrenadante, possibilitando assim, a concentração das possíveis estruturas de menor densidade.

Machado et al. (2001) e Garcia et al. (2006), apontaram que a técnica de Faust et al. (1938) tem sido importante para o diagnóstico de *Giardia intestinalis*, principalmente nas comunidades com recursos financeiros limitados, considerando essa técnica como padrão ouro para pesquisa desse parasito. Entretanto, a solução de Sulfato de Zinco apresenta uma desvantagem, pois quando o material não é submetido a leitura imediatamente após o fim do processamento técnico, pode ocorrer a deformação das formas evolutivas de parasitos dificultando o diagnóstico correto. (DE CARLI, 2007 p.58)

A técnica de Willis–Mollay (1921) é indicada para o diagnóstico de ovos de ancilostomídeos. Na técnica, o fenômeno de tigmotropismo é importante, pois as formas evolutivas de parasitos com essa propriedade tendem a aderir em superfícies sólidas, após um contato físico com elas. Além disso, a baixa densidade dos ovos, por exemplo, possibilita a concentração desses no menisco formado com a solução de cloreto de sódio e a adesão das possíveis estruturas a lamínula/lâmina apoiada sobre o menisco. Juntando essas duas características, o método de Willis-Mollay (1921) favorece a fixação de ovos pouco densos em uma lâmina/lamínula.

A técnica de Sheather (1923) consiste em uma centrifugo-flutuação com solução saturada de sacarose. Essa técnica foi modificada por Huber et.al. (2003), que aumentou a densidade da solução de açúcar para  $d=1,3\text{g/ml}$  favorecendo o aumento da sensibilidade para oocistos extremamente leves como os de *Cryptosporidium* sp.

Segundo Ballweber (2006) a técnica de Sheather apresenta como vantagem uma menor distorção das formas evolutivas de parasitos em comparação as soluções saturadas salinas. Segundo os autores, alguns ovos flutuam melhor em solução de sacarose, além de alguns preparados com essa solução poderem ser mantidos a 4 °C por bastante tempo. Como desvantagens os autores citam a atração de formigas, moscas e outros artrópodes e a conseqüente possibilidade de contaminação das amostras analisadas.

As técnicas para pesquisa de larvas de nematoides são feitas através da atração larvar, sendo as principais as técnicas de Baermann (1917) modificada por Moraes (1948), a técnica de Rugai, Mattos e Brisola (1954) e a técnica de Harada e Mori (1955).

A técnica de Baermann-Moraes e a técnica de Rugai, possuem como fundamento a atração larvar por água aquecida, seguida por sedimentação. Na técnica de Baermann-Moraes, utiliza-se tamiz coberto com gaze, funil de vidro, tubo de borracha ou silicone, pinça de Morh e vidro de relógio para a coleta do material sedimentado para procura das larvas. Na técnica de Rugai o sistema utilizado é um pouco mais simples, sendo composto por um cálice de fundo cônico e gaze, onde é colocada a amostra fecal, a qual é presa a borda do cálice tocando a superfície da água. A coleta do sedimento é feita por meio de uma pipeta, o qual é transferido para lâmina ou vidro de relógio.

A técnica de Harada-Mori é também conhecida como técnica de Cultura no Papel-Filtro em Tubo de Ensaio. Baseia-se na identificação de larvas cultivadas no papel-filtro em tubo de ensaio. As fezes são espalhadas no papel-filtro, formando uma camada fecal fina, deixando livre as extremidades. No tubo de ensaio é colocado água, sendo então o papel-filtro com as fezes inserido dentro do tubo de maneira que a água não entre em contato com as fezes. Após quatorze dias a água no fundo do tubo é coletada a fim de observar se existem larvas filarióides. Essa técnica é considerada a mais demorada.

Considerando o diagnóstico quantitativo, destacam-se as técnicas de Kato-Katz (KATO & MIURA, 1954; KATZ, CHAVEZ E PELEGRINO, 1972) e de McMaster (idealizada por Gordon e Withtlock, 1939), sendo ambas consideradas técnicas quantitativas por seus autores.

Na Técnica de Kato-Katz é realizada a passagem do material fecal por uma malha, deposição do material em molde sobre lâmina de vidro e cobertura do material

com lamínula embebida em solução clarificante, posterior leitura e contagem de ovos. Após a contagem, o valor obtido deve ser multiplicado pelo fator de correção para o cálculo dos ovos de cada espécie de platelmintos ou nematelmintos por grama de fezes.

Na técnica de McMaster é realizada a passagem do material em tamiz fino com flutuação de estruturas parasitárias em solução saturada de açúcar, sal ou sulfato de magnésio, seguida de aplicação do material nos retículos da câmara e contagem específica. É indicado para quantificação de formas evolutivas de parasitos de pequena densidade.

O laboratório de análises clínicas vem utilizando kits comerciais, como opção de diagnóstico, relacionando seu uso com a rapidez e eficiência dessas técnicas (ARAÚJO et. al. 2003, GOMES et. al. 2004). O Coprotest® é um exemplo de kit comercial. É usado para pesquisa de formas evolutivas de parasitos e foi desenvolvido para facilitar a rotina no laboratório de parasitologia. É considerado um método que permite o diagnóstico otimizado de todas as espécies de parasitos intestinais. (CERQUEIRA et al., 1988)

As principais vantagens apontadas são a rapidez, a praticidade e a forma de processamento higiênico. Além disso, a amostra segue conservada por trinta dias sem refrigeração, sendo o contato com as fezes minimizado tanto na coleta quanto na execução. Também é apontado como vantagens pelos autores a redução de espaço no laboratório para armazenar as amostras e a redução de odor pela ação do conservante (CERQUEIRA et al., 1988).

Araújo et al. (2003) propuseram a padronização de um Coprotest® quantitativo o qual demonstrou ser uma técnica de aplicação viável e com resultados similares a outras técnicas quantitativas como Kato-Katz, Stoll & Hausheer e Ritchie-Knight, porém com limitações para detecção em indivíduos com baixa carga parasitária. O Coprotest® quantitativo apresenta vantagens quando comparado a técnica de Kato-Katz por possibilitar o diagnóstico de cistos e oocistos de protozoários, porém necessita de infraestrutura laboratorial para sua realização, o que o torna desvantajoso quando comparado ao Kato-Katz, levando em consideração o custo/benefício do programa a ser desenvolvido.

Segundo Araújo et. al. (2003, p.123) “O Coprotest quantitativo é um método importante que merece ser mais bem avaliado e aperfeiçoado para aplicação em estudo populacional.” Entretanto, segundo Mendes et. al. (2005, p.180) “não é

aconselhável usar o Coprotest® como único método de concentração, em uma rotina laboratorial, quando as cargas parasitárias são baixas”.

A pesquisa de coproantígenos de parasitos baseia-se na utilização de anticorpos monoclonais ou policlonais que reconhecem especificamente antígenos dos parasitos (ALLAN et al., 2006). Foram desenvolvidas técnicas para o diagnóstico de coproantígenos, tanto para protozoários quanto para helmintos. Essas técnicas fundamentam-se na imobilização de anticorpos produzidos, contra os parasitos em um suporte sólido, tais como: o ensaio imunoenzimático (ELISA), e as membranas imunocromatográficas, sendo a revelação realizada por anticorpos ligados a enzima (MAASS et. al.,1991).

Segundo Uecker et. al. (2007) torna-se necessário o desenvolvimento de novas metodologias para o diagnóstico imunológico de parasitoses intestinais que ofereçam bons parâmetros de sensibilidade, especificidade, baixo custo, rapidez e reprodutibilidade. Dentre todas as técnicas utilizadas na rotina para imunodiagnóstico de parasitoses intestinais, o ELISA destaca-se como método de escolha, por apresentar especificidade e sensibilidade melhores, quando comparado a outras metodologias. As principais técnicas imunológicas utilizadas no diagnóstico de parasitos intestinais estão relacionadas no quadro 2.

Quadro 2 – Principais técnicas para diagnóstico imunológico/molecular utilizadas para parasitoses intestinais

<b>Parasitoses</b>	<b>Técnicas para o diagnóstico imunológico</b>
Criptosporidiose	PCR, imunofluorescência direta e indireta, ELISA
Ancilostomíase	Imunofluorescência, ELISA, precipitação, hemoaglutinação, fixação do complemento, difusão em gel, floculação do látex
Estrongiloidíase	Intradermoreação, ELISA, precipitação, aglutinação indireta em partículas de gelatina, hemaglutinação indireta, radioimunoabsorção, imunofluorescência direta e indireta, imuno-histoquímica e Western Blot
Esquistossomose	Fixação do complemento, hemaglutinação indireta, aglutinação do látex, ELISA, reação periovular e imunofluorescência
Giardíase	Imunofluorescência indireta, ELISA, imunoseparação magnética acoplada à imunofluorescência, ensaio em microplaca
Amebíase	Imunofluorescência indireta, ELISA
Neurocisticercose	ELISA, Western Blot, aglutinação do látex, Dot-ELISA

Fonte: Uecker, M., Copetti, C. E., Poleze, L., & Flores, V. (2007). Infecções parasitárias: diagnóstico imunológico de enteroparasitoses. RBAC, 39(1), 15-19.



### 2.2.1.1 Comparação de técnicas para o diagnóstico coproparasitológico

Aylani et al (2015) na Indonésia, comparando as técnicas de Faust et al. e Ritchie para detecção de cistos de protozoários evidenciaram que a técnica de Ritchie foi capaz de detectar mais cistos que a técnica de Faust et al. Esses autores detectaram cistos de cinco diferentes espécies de protozoários intestinais.

Gonçalves et al. (2014) avaliaram o Paratest® e a sedimentação espontânea em tubo (SST) para o diagnóstico parasitológico de 143 amostras fecais de crianças e adultos do Município de Presidente Figueiredo no Amazonas quanto a acurácia estimada e repetibilidade. Os autores verificaram que ambas as técnicas de sedimentação apresentaram reprodutibilidade e verificaram que as técnicas apresentaram concordância quase perfeita ou substancial, exceto para o diagnóstico de *Blastocystis* sp., *Trichuris trichiura* e ancilostomídeos. O Paratest® apresentou maior eficiência na detecção de *Blastocystis* sp., fato justificado pelos autores pela fixação e diluição do material fecal com formalina tamponada que impediu o rompimento do protozoário.

Koltas et. al. (2014) compararam as técnicas de Ritchie, Exame direto e o kit comercial Feconomics®, em 918 amostras fecais enviadas para o Laboratório de Parasitologia da Universidade de Adana, Turquia. O objetivo do trabalho foi avaliar o kit comercial Feconomics® que é considerado como kit de concentração fecal, sendo o único método que substitui a etapa de centrifugação por possuir esferas absorventes. O kit analisado foi mais sensível principalmente na detecção de *Giardia intestinalis* e *Ascaris lumbricoides*, além de apresentar positividade de 15,9%. Ademais as lâminas feitas foram comparadas com as lâminas de Ritchie, destacando o grau de “limpeza” que o kit analisado proporciona, mostrando isso como uma vantagem. A técnica de Ritchie também apresentou desempenho semelhante com 13,3% de positividade e o Exame direto foi considerado de menor sensibilidade 9,8%.

Machicado et. al. (2012) avaliaram as técnicas de Kato-Katz e de sedimentação espontânea em tubo (SST). Além disso para detecção e identificação de possíveis larvas foram utilizadas as técnicas de Baermann-Moraes e Harada-Mori respectivamente. Foram estudadas 73 amostras fecais, para a identificação de helmintos transmitidos pelo solo, em comunidade do Peru, sendo que a técnica de SST apresentou maior sensibilidade que a técnica de Kato-Katz na detecção das larvas de *Strongyloides stercoralis*, *Hymenolepis nana* e *Enterobius vermicularis*.

Ribeiro & Furst (2012) compararam a técnica de Hoffmann, Pons e Janer (HPJ) (sin: Lutz) com a SST em 50 amostras fecais de Vitória-ES e obtiveram concordância quase perfeita (ótima) tanto para o diagnóstico de helmintos ( $k=0,82$ ) quanto de protozoários ( $k=0,95$ ). Os autores evidenciaram positividade para helmintos em 16 amostras por HPJ e 18 por SST e para protozoários em 15 por HPJ e 16 por SST.

Gigonzac et. al. (2012) avaliaram a frequência de parasitos intestinais, em 37 crianças de uma creche da cidade de Anápolis- GO, utilizando diferentes métodos laboratoriais. As técnicas escolhidas foram a de Faust et al. Lutz e Exame direto. As comparações das metodologias revelaram que a técnica de Lutz apresentou maior positividade, seguida da técnica de Faust et al. e Exame direto, sendo que Lutz detectou 100% das amostras positivas, Faust et al. 67% e Exame direto 17%. A espécie parasitaria mais encontrada foi a *Entamoeba coli* (62%).

Carvalho et al. (2012) comparando TFT® com as técnicas de Kato-Katz, Lutz, Willis e Baermann-Moraes verificaram que essa técnica obteve taxa de positividade maior ou comparável as demais, apresentando resultados para *Ascaris lumbricoides* e ancilostomídeos superior a Kato-Katz e inferior para *Schistosoma mansoni*. O resultado superior do TFT® quando comparado a técnica de Lutz foi associada a etapa de centrifugação adicional. Os autores indicaram que o uso de conservante favorece a análise de amostras coletadas em locais distantes do local de processamento. Os autores relataram que a técnica de sedimentação espontânea é amplamente utilizada nos laboratórios de análise clínicas, por sua capacidade de detectar protozoários e helmintos.

Brandelli et al. (2011) compararam a sedimentação espontânea com o Paratest® e verificaram que a frequência de positividade pela sedimentação espontânea foi de 12,7% e do Paratest® de 5,7% em 140 amostras de fezes. A menor eficiência do Paratest® foi associada a malha de filtração de 266 micrometros que impediu a detecção de larvas e que também pode ter reduzido a quantidade de ovos. Outro fator que também pode ter interferido no resultado foi a quantidade de amostra utilizada, que é cinco vezes menor para o Paratest® do que para a sedimentação espontânea.

Tarafder et. al. (2010) objetivaram estimar a sensibilidade e especificidade da Técnica de Kato-Katz na ausência de um padrão ouro para diagnóstico de helmintos transmitidos pelo solo. Os autores obtiveram sensibilidade regular para o Kato Katz com uso de amostra única no diagnóstico de *Ascaris lumbricoides* e *Trichuris trichiura*

e fraca para detecção de ancilostomídeos. Os autores associaram a baixa sensibilidade para detecção de ancilostomídeos a rápida degeneração dos ovos com a passagem do tempo.

Eymael et al. (2010) compararam Hoffman, Pons e Janer (HPJ) (sin: Lutz) e Ritchie no diagnóstico de *Blastocystis* sp. e verificaram que a técnica de Ritchie foi mais eficiente no diagnóstico de *Endolimax nana*, *Blastocystis* sp. e *Giardia intestinalis* do que o HPJ e obteve resultados similares para *Ascaris lumbricoides*. Os autores relataram que todas as amostras positivas para *Blastocystis* sp. pelo HPJ ( sin: Lutz) também foram positivas pelo Ritchie.

Garcia et al. (2006) compararam quatro técnicas para o diagnóstico de *Giardia intestinalis* em 200 amostras de fezes de crianças de Araraquara- São Paulo e obtiveram positividade em 8% das amostras, sendo a concordância entre as técnicas classificadas entre ótima e boa. Concordância ótima foi obtido entre Coprotest® e Faust et al. (k=0,96), direto modificado e Faust et al. (k=1,00) bem como entre direto modificado e Coprotest® (k=0,96). Os autores concluíram que para o melhor diagnóstico laboratorial para *Giardia intestinalis* seria por meio da associação entre Coprotest® e Faust et al.

Mendes et al. (2005) comparam duas técnicas de diagnóstico, Kato-Katz e Coprotest®, em 332 indivíduos do município de Pedro Toledo, São Paulo, no período de 1999 a 2000. Foi obtida boa concordância para *Ascaris lumbricoides* (k=0,81), entretanto na avaliação de *Schistosoma mansoni*, a concordância foi baixa, fato explicado pelos autores devido a pequena frequência de indivíduos infectados. Houve diferença significativa em relação aos números que analisam indivíduos parasitados por *Trichuris trichiura*, por esse motivo, comparou-se o Coprotest® com o número de ovos encontrados em Kato- Katz. Quando o Coprotest® foi negativo, o número de ovos encontrados em Kato- Katz foi menor e quando o Coprotest® foi positivo, o número de ovos encontrados foi maior, por isso não é aconselhável usá-lo como único método de concentração em uma rotina laboratorial, quando as cargas parasitárias são baixas. Os autores concluíram que a carga parasitária é um fator limitante no uso do Coprotest®, além de alegarem a perda do material fecal ao longo do processamento.

Navone et al. (2005) comparam as técnicas exame direto, Ritchie, Charles Barthelemy (CB) e Willis-Mollay para analisar 165 amostras de fezes obtendo 119 (72,12%) positivas. Os autores evidenciaram que a técnica de Ritchie apresentou

maior eficiência, porém obteve resultados similares a técnica de Charles Barthelemy. Os autores recomendaram pelo menos a utilização de uma técnica de flutuação, bem como a incorporação de métodos avançados de diagnóstico.

Gomes et.al. (2004) comparam o kit TF-Test® (TFT) com as técnicas coproparasitológicas rotineiras de quatro laboratórios (A, B, C e D), em 1102 amostras fecais, de São Paulo. No laboratório A, foram utilizados o Coprotest® e Kato- Katz, nos laboratórios B e C, o Coprotest®, e no laboratório D, a combinação de Lutz, Faust et al. e Rugai. O TF- Test® detectou um total de 36,8% das amostras positivas e as técnicas rotineiras 30,3% das amostras positivas. O TF-Test® foi avaliado como sendo melhor que as técnicas convencionais.

Souza et. al. (2003) comparam as técnicas de imuno-separação magnética, acoplada à imunofluorescência (IMS-IFA), com os métodos de Faust et al. e Lutz para pesquisa de *Giardia intestinalis*, em 127 amostras de crianças de 2 a 12 anos de Santa Catarina. A detecção de cistos pelas técnicas foi de 27,5% na IMS-IFA, 15,7% para Faust et al. e Lutz, ou seja, houve maior sensibilidade na técnica de IMS-IFA. Os autores indicaram esse método para o uso rotineiro, entretanto o processamento deve ser feito com várias amostras simultaneamente para que haja redução dos custos apresentados por essa técnica, além de reduzir o tempo de estocagem das amostras.

Carvalho et. al. (2002) comparam as técnicas de Faust et al., Lutz, Baermann-Moraes e Coprotest®, em 145 indivíduos de comunidades populares de Niterói, RJ, sendo 73 do bairro de Jurujuba, 54 de São Francisco e 18 de Icaraí. Dentre as amostras analisadas 73 foram positivas por pelo menos uma das técnicas e 72 foram negativas pelas três metodologias. Em relação a técnica de Baermann-Moraes não foi observada positividade, o que foi atribuído à inexistência ou baixa circulação de *Strongyloides stercoralis* nas áreas estudadas. As outras técnicas avaliadas apresentaram eficiência diagnóstica similares (Coprotest® 40,7%, Faust et al. 39,3%, Lutz 36,5%). Os autores concluíram que devido à similaridade nos resultados, todas as técnicas apresentaram eficiência no coprodiagnóstico, ressaltando que a associação de técnicas aumentou a acurácia diagnóstica.

Cerqueira et. al. (2002) comparam as técnicas de Ritchie modificado (acetato de etila) e Ritchie simplificado (éter) em 302 amostras de pacientes, portadores de no mínimo uma espécie de helminto e uma espécie de protozoário, oriundas do Laboratório de Parasitologia Clínica da Faculdade de Farmácia, Bahia. A triagem das amostras foi feita através da técnica de Lutz. A técnica de Ritchie simplificado foi

considerada como não adequada para pesquisa de ovos e larvas de helmintos, entretanto, o emprego do método de Ritchie modificado permitiu elevar a frequência dos helmintos em 54%. Em relação ao diagnóstico dos protozoários, as duas técnicas foram consideradas igualmente eficazes, entretanto são ligeiramente mais sensíveis que a sedimentação espontânea, principalmente para a pesquisa de *Endolimax nana*. Os autores observaram que a aplicação do método de Ritchie modificado, demonstrou elevada sensibilidade quando comparado com o método de Lutz, pois a ligeira diminuição da frequência total de helmintos obtida pelo método de Ritchie modificado compensa a ligeira elevação da frequência total dos protozoários, podendo então ser utilizada para diagnóstico de rotina em laboratórios clínicos, além de ser uma técnica sensível, de baixo custo, rápida e de fácil execução.

Machado et al. (2001) comparam a técnica de exame direto com coloração por Lugol (MD), a técnica de Hematoxilina férrica (HF), técnica de Faust et al. (MF), além da utilização do ELISA, para a detecção de *Giardia intestinalis*, em 41 crianças assintomáticas (7 a 15 anos) da escola Projeto Riacho Doce, Bairro de Guamá, Belém-PA. A positividade por HF foi de 4,9%, MD de 17,1%, MF de 31,7% e ELISA de 26,9%. Esses resultados permitiram sugerir que ainda hoje a técnica de Faust et al. continua sendo uma boa escolha para o diagnóstico de giardíase, principalmente em comunidades com recursos financeiros limitados, se comparado com a técnica de ELISA, que apresentou resultados similares. Entretanto, a técnica de ELISA possui o custo mais elevado, o que dificulta sua implantação na rotina laboratorial. Com relação ao Exame direto, os autores consideraram barato e de rápida execução, o que permite a visualização das formas de trofozoítos em movimento. Essa técnica é desvantajosa já que utiliza amostra não representativa e a presença de material orgânico dificulta a visualização dos protozoários.

Núñez-Fernandez et. al. (1991) comparam a técnica de Willis, modificado por Basnuevo, Ritchie, Exame direto, Harada-Mori e Kato-Katz, em 511 amostras de comunidade rural. A técnica de Harada-Mori foi incluída para a realização da identificação, posterior de possíveis larvas encontradas. Para a detecção de *Trichuris trichiura* e *Ascaris lumbricoides* as técnicas de Kato-Katz e Willis se mostraram mais eficientes, entretanto quando compararam a técnica de Kato-Katz com o Ritchie observaram que a primeira foi mais sensível para *Trichuris trichiura*, ancilostomídeos e *Ascaris lumbricoides*. Quando comparado a técnica de Kato-Katz com o Exame direto, o primeiro se mostrou mais sensível para todos os helmintos estudados. Os

autores concluíram que a técnica de Kato-Katz resultou em uma maior sensibilidade se comparado a técnica de Ritchie e Exame direto para detecção de geohelmintos. Já a técnica de Willis mostrou sensibilidade aproximada com a técnica de Kato-Katz, na detecção dos parasitos encontrados. Nuñez-Fernandez et al. (1991) ressaltaram que a técnica de Kato-Katz não só permitiu o diagnóstico qualitativo, como também permite identificar a intensidade da infecção por meio da contagem de ovos e recomendam essa técnica para o diagnóstico de geohelmintíases.

Chaves et. al. (1979) compararam as técnicas de Lutz, Kato-Katz e Faust et al., em 500 amostras fecais, oriundas na sua totalidade de segurados do Instituto Nacional de Assistência Médica e Previdência Social (INAMPS), Belo Horizonte. Os dados revelaram que a técnica de Kato-Katz apresentou uma sensibilidade maior em relação aos outros métodos quando se observava a detecção de ancilostomídeos, *Trichuris trichiura* e *Schistosoma mansoni*, entretanto foi equivalente ao método de Lutz na detecção de *Ascaris lumbricoides*.

As informações sobre o uso e comparação dos resultados de técnicas coproparasitológicas estão apresentados no Quadro 3.

Quadro 3 – Estudos sobre comparação de técnicas para o diagnóstico coproparasitológicos realizadas com amostras de diferentes localidades

Autor / Ano	Local	N amostras	Comparação - Técnicas	Resultados
ALYANI et.al.; 2015	Gadyad Mada Indonésia	30	Faust et al. / Ritchie	Ritchie foi mais sensível e específico que Faust et.al. cinco espécies protozoários ( <i>Entamoeba coli</i> , <i>Giardia intestinalis</i> , <i>Iodamoeba butschlii</i> , <i>Entamoeba histolytica</i> e <i>Blastocystis sp.</i> ) Ritchie (10% - <i>E.histolytica</i> ;10% - <i>G.intestinalis</i> ;5% - <i>E.coli</i> ; 4% - <i>I. butschlii</i> ;8% - <i>Blastocystis sp.</i> )
KOLTAS et. al.; 2014	Adana Turquia	918	Fecomics® / Ritchie (FEAC) / Exame direto	O kit Fecomics® apresentou melhor sensibilidade na detecção principalmente de <i>Blastocystis sp.</i> e <i>Ascaris lumbricoides</i> . Das amostras positivas, a técnica de Ritchie detectou 13,3%, o Exame direto 9,8% e o kit Fecomics® 15,9%.
MACHICADO et. al. 2012	Peru	73	SST / Kato-Katz	A técnica de SST apresentou maior sensibilidade que a técnica de Kato-Katz na detecção das larvas de <i>Strongyloides stercoralis</i> , <i>Hymenolepis nana</i> e <i>Enterobius vermicularis</i> .
TARAFDER et. al. 2010	Filipinas Província de Samar	5624	Sensibilidade e especificidade da técnica de Kato-Katz	Sensibilidade de 96% para <i>A. lumbricoides</i> , 65,2% ancilostomídeos, 91% <i>T. trichiura</i> Especificidade de 96,1% <i>A. lumbricoides</i> , 93,8% ancilostomídeos e 94,4% <i>T.trichiura</i>
NAVONE et. al. 2005	Argentina Buenos Aires	165	Ritchie/ Willis/ Charles Barthelemy (CB)	119/165 positivas Para protozoários: 81,4% - Ritchie 77,4%- CB 57,8% - Willis Helmintos: 77,3% - Ritchie 77,3% - CB 63,6% - Willis Ritchie maior detecção para <i>Blastocystis sp.</i> , <i>G.intestinalis</i> , <i>A.lumbricoides</i> e <i>T. trichiura</i>
NÚÑEZ-FERNANDEZ et. al. 1991	Cuba*	511 Indivíduos de comunidade rural	Kato- Katz/ Willis/ Exame direto/ Harada- Mori	Harada- Mori foi utilizado para identificação posterior de possíveis larvas O Kato-Katz foi mais sensível que Ritchie e o Exame direto para os geohelmintos A técnica de Willis só foi superada por Kato-Katz na detecção de <i>T.trichiura</i> Ancilostomídeos – as técnicas de Kato e Willis foram similares (77, 2% e 73,7 %)

Quadro 3 – Estudos sobre comparação de técnicas para o diagnóstico coproparasitológicos realizadas com amostras de diferentes localidades (continuação)

GONÇALVES et.al.; 2014	Amazonas Presidente Figueiredo	143 crianças e adultos área rural	Paratest® e Sedimentação espontânea em tubo (SST)	Paratest® foi mais eficiente na detecção de <i>Blastocystis</i> sp., menos eficiente na detecção de ancilostomídeos. Lutz detectou com mais eficiência ancilostomídeos
RIBEIRO & FURST, 2012	Espírito Santo	50	SST e Lutz	Concordância quase perfeita entre as técnicas para diagnóstico de helmintos e protozoários (k=0,82) SST – menos espaço, mais segura, menos odor
GIGINZAC et. al. 2012	Anapólis Goiás	37	Exame direto/Lutz/Faust et al.	A técnica de Lutz apresentou maior positividade, seguida da técnica de Faust et al. e exame direto, respectivamente
CARVALHO et.al. 2012	Santa Cruz	377	TF-Test® (TFT) /Kato-Katz/Lutz/Willis/Baermann-Moraes	Os resultados do TFT® para <i>A. lumbricoides</i> e ancilostomídeos foram superiores a Kato-Katz e inferior para <i>Schistosoma mansoni</i> . Além de apresentar boa positividade
BRANDELLI et.al. 2011	Porto Alegre Rio Grande do Sul	140	Lutz/Paratest®	A técnica de Lutz apresentou maior eficiência (12,7%) comparado ao Paratest® (5,7%)
EYMAEL et. al. 2010	Rio Grande do Sul Novo Hamburgo	100	Lutz/ Ritchie, modificada – estudo para <i>Blastocystis</i> sp.	A técnica de Ritchie foi mais eficiente no isolamento de protozoários, especialmente <i>E. nana</i> e <i>Blastocystis</i> sp. do que a técnica de Lutz
GARCIA et. al. 2006	São Paulo Araraquara	200 crianças	Coprotect® /Exame Direto/ Faust et.al/ Hematoxilina Férrica	Houve positividade importante quando as técnicas foram combinadas Coprotect® + Faust Exame direto + Faust Coprotect® + Exame direto
MENDES et. al. 2005	São Paulo Pedro Toledo	332	Kato- Katz / Coprotect®	16,2% positivo para <i>T. trichiura</i> – Kato-Katz 7,5% positivo para <i>T. trichiura</i> – Coprotect® Baixa concordância entre as técnicas. O Coprotect® se mostrou inferior ao Kato-Katz nas infecções de baixa carga parasitária



Quadro 3 – Estudos sobre comparação de técnicas para o diagnóstico coproparasitológicos realizadas com amostras de diferentes localidades (continuação)

GOMES et.al. 2004	São Paulo	1102	TF-Test® / Coprotest®/ Kato-Katz/Lutz/ Faust et.al./Rugai	O TF- Test® se mostrou mais eficaz que as técnicas convencionais analisadas nos quatro laboratórios.
SOUZA et. al. 2003	Santa Catarina Florianópolis	127	Imunofluorescência(IM) / Faust et al./ Lutz – para o diagnóstico de <i>G. intestinalis</i>	Positivo para 27,5% - IM 15,5% Faust et al. e Lutz.
CARVALHO et. al. 2002	Rio de Janeiro Niterói	145	Faust et al./ Lutz/ Baermann & Moraes/ Coprotest®	As técnicas de Lutz, Faust et al. e Coprotest® apresentam eficiência similares (C = 40,7%, F= 39,3%, L = 36,5%) Baermann & Moraes = 0 O Coprotest® detectou em maior quantidade <i>Blastocystis</i> sp. e Faust et al. <i>Trichuris trichiura</i>
CERQUEIRA et. al. 2002	Bahia	302 1 a 76 anos	Ritchie, simplificado Ritchie, modificado Lutz	Em relação aos protozoários – Ritchie simplificado e modificado mostraram maior sensibilidade que Lutz Ritchie, simplificado – não é adequado para ovos e larvas de helmintos.
MACHADO et. al. 2001	Bairro de Guamá, Belém/Pará	41 crianças	Exame direto/ Hematoxilina Férrica(HF)/ Faust et al./ ELISA	<i>Giardia intestinalis</i> 4,9% HF 17,1% ED 31,7% Faust et al. 26,9% ELISA Faust et al. como método de escolha para <i>Giardia intestinalis</i>
CHAVES et. al. 1979	Minas Gerais Belo Horizonte	500 pacientes, do Instituto Nacional de Assistência Médica e Previdência Social	Faust et al. / Lutz/ Kato- Katz	Kato- Katz mais sensível que Lutz e Faust et al. em relação aos helmintos <i>A. lumbricoides</i> – Lutz e Kato Katz foram equivalentes (29,22% e 28,2%) Protozoários – os métodos de Lutz e Faust et al. foram eficientes mas sem diferenças relevantes entre si.

\*Localidade estimada a partir da filiação dos autores, não explicitada no texto do artigo.

## 2.3 CONTABILIDADE DE CUSTOS

A contabilidade pode ser classificada em: contabilidade geral (financeira ou fiscal) e contabilidade gerencial (dentro dessa classificação está a contabilidade de custos) (OLIVIO KOLIVER, 2008).

A contabilidade de custos centra sua atenção no estudo da composição e no cálculo dos custos e também observa o resultado dos centros ou dos agentes do processo produtivos. Para a utilização da contabilidade de custo é importante a familiarização com os termos usuais da área. Na sequência serão apresentados alguns termos entendidos como fundamentais, sendo eles: o gasto, o custo, a despesa, o investimento, a perda e a depreciação (FAPAN).

O Gasto é definido como sacrifício financeiro com que a entidade arca para obtenção de um produto ou serviço qualquer. Sacrifício este representado por entrega ou promessa de entrega de ativos (normalmente dinheiro). É o ato primeiro, antevêm a despesa, ao custo, a imobilização etc. O Custo é um gasto relativo ao bem ou serviço utilizado na produção de outros bens ou serviços. São insumos de bens de capitais ou serviços efetuados para execução de determinados objetos. Já o Investimento é considerado um gasto ativado em função de sua vida útil ou de benefícios atribuíveis a futuro (s) período (s). A Perda é o processo produtivo que pode gerar restos decorrentes da atividade desenvolvida, estes são considerados normais à atividade, portanto devem englobar o custo do produto fabricado. Já o Ganho é o resultado líquido favorável resultante de transações ou eventos não relacionados as operações normais da entidade. (ELISEU MARTINS, 2003)

A Despesa é considerada como um bem ou serviços consumidos diretamente para a obtenção de receitas, ou ainda, o gasto aplicado na realização de uma atividade que vai gerar renda efetivamente ou que poderá gerar uma renda teórica. (LEONE, 2000)

Na Depreciação quase todos os recursos aplicados no Ativo Permanente Imobilizado têm um período limitado de vida útil econômica, com exceção dos bens não perecíveis (Ex.: terrenos). Isso corresponde à perda do valor dos direitos que têm por objeto bens físicos sujeitos a desgastes (deterioração) ou perda de utilidade (obsolescência). Dessa forma, o custo de tais ativos deve ser alocado aos exercícios beneficiados pelo seu uso no decorrer de sua vida útil (conforme rege o princípio da competência) (ELISEU MARTINS, 2003)

A contabilidade de custos tem como objetivos: a avaliação de estoques; o atendimento das exigências fiscais; a determinação do resultado; o planejamento; a formação do preço de venda; o controle gerencial; a avaliação de desempenho; o controle operacional; a análise de alternativas; o estabelecimento de parâmetros; a obtenção de dados para orçamentos e a tomada de decisão (ELISEU MARTINS, 2003)

Segundo Seki et. al. (2003, p. 213):

“Cada serviço necessita identificar, no seu mercado, os valores que a clientela considerará superiores em relação à concorrência. A diferença entre sucesso e insucesso para enfrentar os novos tempos está na capacidade permanente de os laboratórios inovarem os valores que satisfaçam a qualidade percebida pelo cliente. ”

Além da eficiência proporcionada pelas técnicas, o custo para o laboratório deve ser o mínimo possível para que o preço estabelecido em cada exame seja acessível (SEKI et.al. 2003)

### 3 MATERIAIS E MÉTODOS

#### 3.1 AMOSTRAS

As amostras fecais utilizadas foram oriundas de estudantes e funcionários de sete Escolas Municipais de Niterói, sendo elas: Anísio Teixeira (A), Santos Dumont (B), Noronha Santos (C), Levi Carneiro (D), Dario de Souza Castello (E), André Trouche (F) e Antônio Coutinho (G). Foram envolvidos os estudantes (do 1º ano do Ensino Fundamental I ao 7º ano do Ensino Fundamental II), funcionários e alguns parentes. O aceite de participação ao projeto foi voluntário, sendo os escolares representados por seus pais e/ou responsáveis em caso de menores de 18 anos, mediante assinatura do termo de consentimento livre e esclarecido (TCLE) - (Apêndice 1). O estudo foi desenvolvido de agosto de 2014 a fevereiro de 2016.

Para a realização das técnicas coproparasitológicas, foram entregues um kit com três recipientes para coleta de amostras fecais, sendo duas com conservante, e uma sem conservante. A amostra fecal fresca foi processada segundo a técnica de Baermann-Moraes (1948) para pesquisa de larvas de nematóides. As amostras coletadas com conservante foram submetidas às técnicas de Ritchie modificado por Young et al (1979), Faust et al. (1938), Lutz (1919) e Kato e Miura (1954 modificada por Katz, Chavez e Pelegrino, 1972).

#### 3.2 COLETA

A coleta da amostra fecal é de suma importância para o diagnóstico. Foram entregues um kit contendo três recipientes, sendo dois com conservante Railliet & Henry (GOULART & LEITE, 1978) e um sem conservante (amostra fresca) e três espátulas para auxiliar a transferência da amostra fecal para o recipiente. Recomendou-se a coleta de uma quantidade mínima de 20 a 30 g, possibilitando a realização de todas as cinco técnicas.

Orientou-se a coleta de amostras de três dias diferentes. Amostras de dois dias consecutivos ou alternados deveriam ser acondicionadas individualmente nos coletores com conservante. A amostra fresca deveria ser coletada no dia anterior a entrega e acondicionada no pote sem conservante. Na orientação alertou-se a

importância da coleta das amostras sem presença de urina ou qualquer outro contaminante. A coleta de amostras múltiplas é recomendada para aumento da acurácia, visto que os parasitos intestinais podem eliminar as formas evolutivas de forma intermitente (CARTWRIGHT, 1999).

### 3.3 PROCEDIMENTOS TÉCNICOS

As amostras coletadas foram processadas por cinco técnicas, sendo elas: Faust et al. (1938) - centrifugo- flutuação com sulfato de zinco ( $d=1180$ ), Lutz (1919) – técnica de sedimentação espontânea, e Kato e Miura (1954 modificada por Katz, Chavez e Pelegrino, 1972) – técnica quantitativa para pesquisa de formas evolutivas de helmintos, Ritchie modificado por Young et al. (1979) – técnica de centrifugo-sedimentação com acetato de etila e Baermann-Moraes (1948) – técnica de termohidrotropismo positivo seguido por sedimentação para pesquisa de larvas.

#### 3.3.1 Pré-processamento

Para a realização das técnicas de flutuação e sedimentação, uma vez que todas apresentaram uma etapa de homogeneização da amostra em água e filtração em tamiz com gaze, realizou-se uma etapa única de filtração. Separou-se previamente parte da amostra fresca para realização da técnica de Baermann-Moraes e parte dessa amostra junto com parte sólida das amostras com conservante para a técnica de Kato-Katz.

As amostras dos três dias foram homogeneizadas e misturadas a água destilada. Após dissolução do material fecal, a solução foi filtrada em gaze sobre tamiz. O filtrado foi então homogeneizado e separado em tubos de centrífuga de 15 ml de fundo cônico para realização das técnicas conforme descrito abaixo:

- 15 ml do filtrado para técnica de Faust et al;
- 7 ml do filtrado para técnica de Ritchie modificada por Young e
- O volume restante foi mantido no cálice de fundo cônico para realização da técnica de Lutz.

### 3.3.2 Técnica de Faust et al. (1938)

Consiste em uma técnica de centrífugo-flutuação de formas evolutivas de parasitos pelo sulfato de zinco com densidade de  $1.180 \text{ kg/m}^3$ , sendo. Indicada para pesquisa de estruturas leves como cistos/oocistos de protozoários e ovos leves de helmintos.

A amostra colocada no tubo foi centrifugada por 2500 rpm durante 1min. Após esta etapa, o sobrenadante foi descartado e o sedimento foi suspenso em 15 ml de água destilada. Foi realizada nova centrifugação, sendo este procedimento repetido até que o sobrenadante se tornasse relativamente transparente, em seguida adicionou-se o sulfato de zinco. A amostra foi novamente centrifugada a 2500 rpm por 1 minutos. O tubo foi retirado com cuidado da centrífuga, sendo coletada a película de flutuação com auxílio de uma alça de platina. O material foi depositado sobre lamina de vidro e coberto com lamínula 22X22mm, sendo realizada a leitura em microscópio optico em aumento de 100X, e confirmação em 400X.

### 3.3.3 Técnica de Lutz (1919)

A técnica consiste em sedimentação espontânea de possíveis estruturas parasitárias em cálice de fundo cônico. Essa técnica é indicada para pesquisa de formas evolutivas com média e grande densidade, tais como: ovos de e larvas. Depois da filtração do material fecal eluído em água e separação das alíquotas para as demais técnicas, o cálice de sedimentação foi completado com água destilada, para que se formasse a coluna de sedimentação, e deixado em repouso por 24 horas para a sedimentação espontânea das estruturas, por ação da gravidade. Depois desse período usou-se uma pipeta Pasteur para coleta do sedimento, o qual foi depositado sobre uma lâmina de microscopia, coberto com lamínula e levado ao microscópio óptico para leitura em aumento de 100X e confirmação em 400X.

#### 3.3.4 Técnica de Ritchie modificado por Young et al (1979)

Consiste em uma técnica de centrífugo-sedimentação. É indicada para pesquisa de ovos de helmintos (pequena e média densidade) e cistos de protozoários. Nessa técnica utilizou-se o acetato de etila, que tem a importante função de limpar o sedimento, por diminuir a gordura presente nas fezes. A técnica consistiu na adição de 3ml de acetato de etila e uma gota de detergente no tubo contendo 7ml da amostra, e centrifugação a 2.000 rpm por 2 min. Em seguida o sobrenadante foi descartado e adicionou-se água destilada até 7ml, sendo o tubo submetido a nova centrifugação por 2min a 2.000 rpm. Depois descartou-se o sobrenadante e coletou-se parte do sedimento com auxílio de uma pipeta Pasteur descartável. Uma gota do sedimento foi depositada sobre uma lamina de vidro para microscopia, sendo acrescido uma gota de água destilada como preconizado por Carvalho et al. 2002 O material foi coberto com uma lamínula 24X32 e a leitura foi realizada em microscópio óptico em aumento de 100X e confirmação em 400X.

#### 3.3.5 Técnica de Kato e Miura (1960 modificada por Katz, Chavez e Pelegrino, 1972)

Consiste em uma técnica quantitativa com o fundamento de passagem do material fecal por tamiz fino com posterior clarificação e possível contagem de formas evolutivas de parasitos associada à multiplicação pelo fator de correção para cálculo de ovos por grama de fezes. É indicado para contagem de ovos, principalmente de *Schistosoma mansoni*. Na técnica de Kato Katz utilizou-se o Kit Helm Teste Bio-Manguinhos®, que possui: tela perfurada, para a porcionamento da amostra fecal, espátulas para manuseio da amostra, tela com malha, para a “filtração” do material fecal, solução diafanizadora, utilizada para a clarificação da amostra e melhor visualização das estruturas e lamínula para ser embebida na solução clarificante. O processamento da amostra seguiu as orientações do fabricante.

#### 3.3.6 Baermann-Moraes (1948)

Consiste em uma técnica de atração larvar. Possui como fundamento a atração larvar por água aquecida (termohidrotropismo) seguida de sedimentação espontânea. Essa técnica utiliza o aparelho de Baermann, composto por um funil de vidro, com a haste acoplada a um tubo de borracha. Para fechar o tubo de borracha utilizou-se a pinça de Morh. Para a realização dessa técnica utilizou-se a amostra sem conservante. No interior do funil colocou-se o tamiz e sobre este, uma gaze dobrada, 4 vezes. Adicionou-se água aquecida 40- 42 ° C no funil e, em seguida transferiu-se a amostra fecal homogenizada para a gaze, de forma que as fezes ficassem levemente em contato com a água aquecida. Após 60 minutos abriu-se delicadamente a pinça de Morh e parte do material sedimentado foi transferido para um vidro de relógio côncavo. Em seguida o material foi levado para um microscópio estereoscópico para a procura de larvas.

### 3.4 CUSTO DE IMPLANTAÇÃO

No presente estudo utilizou-se a contabilidade de custo como parâmetro para os cálculos da implantação das técnicas coproparasitológicas em laboratório de análises clínicas.

Foi considerado como custo de implantação o levantamento de preços de materiais duráveis e materiais descartáveis, para a realização de cada técnica, ou seja, o custo unitário do produto (Apêndice 2). No caso de materiais duráveis e descartáveis foi considerado o preço de menor valor, na análise de até três empresas. Foi pesquisado para materiais duráveis e equipamentos a taxa de depreciação para possibilitar avaliar o custo benefício na compra desses materiais e equipamentos.

Os cálculos utilizados foram: custo dos materiais duráveis, custo dos materiais degradáveis, custo unitário da análise, custo total, depreciação dos materiais duráveis e equipamentos, depreciação anual, cálculo relativo a um funcionário fictício e o custo unitário direto da mão de obra. No custo de materiais duráveis e no custo de materiais descartáveis considerou-se como material de uso geral uma pisseta (durável), um par de luvas (descartável) e cinco mililitros de álcool 70% por técnica (descartável).

#### 3.4.1 Custo dos materiais duráveis e degradáveis



Os cálculos destes custos foram feitos individualmente de acordo com a necessidade estabelecida, para o laboratório e o custo para cada técnica correspondente para processamento de uma amostra. Foi feito por meio da análise de preços de três empresas, para cada produto.

Dos materiais duráveis foram considerados: provetas, tamiz, cálice, bastão, pisseta, lâmina, lamínula, funil, estrutura de madeira, tubo de silicone, vidro de relógio, becker, resistência para aquecimento, pinça de Morh, termômetro, tubo tipo Falcon 15ml, centrífuga, pipeta de vidro, pera de borracha, cabo de Kolli, arame de pesca, densímetro, balança e microscópio.

Os materiais descartáveis foram Cloreto de sódio (NaCl), Tampão Fosfato (PBS), Acetato de etila, Sulfato de Zinco, arame plástico para fechamento dos “kits”, potes coletores, palitos de madeira, etiquetas adesivas, saco plástico, gaze, luvas de procedimento, álcool 70%, kit para Kato Katz, papel toalha, pipeta Pasteur descartável plastica, Filme de PVC e detergente neutro.

#### 3.4.2 Fórmula do Custo total

A fórmula do custo total está relacionada com o custo geral de uma empresa, no caso o laboratório de parasitologia. Foram analisados os custos fixos e variáveis aonde esses são somados estimando o custo total do empreendimento, no caso, as técnicas coproparasitológicas.

Nos custos fixos foram considerados: depreciação, material de biossegurança e o custo do funcionário fictício

Nos custos variáveis foram considerados: custos dos materiais descartáveis

Fórmula 1- Custo Total

$$CT = Cf + Cv$$

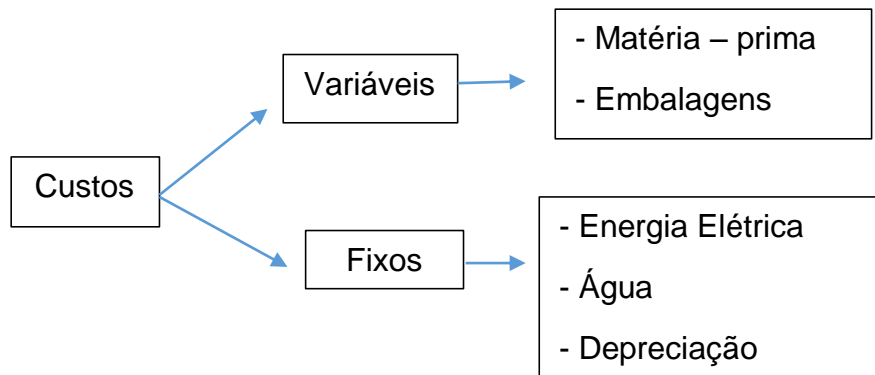
Onde:

CT = Custo total

Cf = Custo fixo

Cv = Custo variável

Fluxograma 1- Demonstração de exemplos de custos fixos e variáveis para implantação das técnicas parasitológicas



### 3.4.3 Depreciação

A depreciação foi calculada através do método de quota fixa e quotas crescentes (soma dos dígitos dos anos).

Fórmula 2: Método de quota fixa

$$D = (C - Vr)/n$$

Onde:

D = Depreciação

C = Custo inicial corrigido

Vr = valor residual

n = Tempo de vida útil do bem

\*O Valor residual (Vr) não foi adicionado ao cálculo, pois foram considerados equipamentos e materiais novos.

Observou-se que os cálculos do prazo de vida útil já podem ser previamente estabelecidos, como na tabela baixo.

Quadro 4 – Apresentação de alguns valores de taxas de depreciação

Bens	Prazo de vida útil (anos)	Taxa anual de depreciação
Instalações	10	10%
Edificações	25	4%
Animais vivos	5	20%
Artigos de embalagem de plástico	5	20%
Obras de madeira	5	20%
Materiais de couro	2	50%
Materiais de borracha	2	50%

Fonte: Faculdade de Paraíso do Norte. Disponível em: <[www.fapanpr.edu.br/site/docente/arquivos/Apostila%20Custos%20-%20Auxiliar.pdf](http://www.fapanpr.edu.br/site/docente/arquivos/Apostila%20Custos%20-%20Auxiliar.pdf)>. Acesso em: 02/12/2015.

Além disso o valor de depreciação anual também foi calculado através do método da soma dos dígitos dos anos (quotas crescentes).

Quadro 5 - Exemplo de cálculo da depreciação anual

Ano	Fração	Depreciação Anual
1	5/15 x \$ 15.000,00	5.000,00
2	4/15 x \$ 15.000,00	4.000,00
3	3/15 x \$ 15.000,00	3.000,00
4	2/15 x \$ 15.000,00	2.000,00
5	1/15 x \$ 15.000,00	1.000,00

Fonte: Faculdade de Paraíso do Norte. Disponível em: <[www.fapanpr.edu.br/site/docente/arquivos/Apostila%20Custos%20-%20Auxiliar.pdf](http://www.fapanpr.edu.br/site/docente/arquivos/Apostila%20Custos%20-%20Auxiliar.pdf)>. Acesso em: 02/12/2015.

Custo = R\$ 15.000,00

- Vida útil do bem = 15 anos
- Algoritmos que compõe o tempo de vida útil: 1+2+3+4+5 = 15 anos

#### 3.4.4 Custo do funcionário

O custo do funcionário fictício foi calculado através do programa online de contabilidade intitulado CALCULADOR® (Disponível em <[www.calculador.com.br](http://www.calculador.com.br)>). Foram calculados o custo médio para empresa de um funcionário. Foram inseridos no cálculo: salário, vale transporte, desconto vale transporte, vale refeição, plano de saúde, provisão 13º salário, provisão férias, provisão 1/3 Férias, FGTS, provisão FGTS (13º e Férias), INSS e provisão INSS (13º e Férias).

Em relação ao funcionário também foram calculados o custo unitário direto da mão de obra, que consiste no cálculo do tempo gasto estimado por procedimento em segundos, e a remuneração de trabalho por segundo.

Fórmula 3: Custo unitário direto da mão de obra.

$$CUD_{mod} = T_{proc} \times Rem$$

Sendo:

CUD<sub>mod</sub> = custo unitário direto da mão de obra

T<sub>proc</sub> = Tempo gasto por procedimento em segundos

Rem = Remuneração de trabalho por segundo

### 3.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os resultados obtidos foram analisados de forma descritiva e a concordância entre as técnicas foi avaliado por meio do índice de concordância (Kappa).

Quadro 6 – Valores de referência para interpretação do valor de Kappa

<b>K</b>	<b>CONCORDÂNCIA</b>
< 0,00	Sem concordância
0,00 – 0,21	Fraca
0,21 – 0,41	Ligeiramente Fraca
0,41 – 0,61	Moderada
0,61 – 0,81	Substancial
0,81 – 1,00	Quase perfeita (excelente)

Fonte: Landis JR, Koch GG. The measurement of observer agrément for categorical data. Biometrics 1977; 33: 159-174

### 3.6 CONSIDERAÇÕES ÉTICAS

Este estudo está vinculado ao projeto da Universidade Federal Fluminense e Fundação Municipal de Educação de Niterói intitulado “Parasitoses intestinais em escolares de Niterói, RJ: frequência, conhecimentos e profilaxia” que obteve parecer favorável em 22 de abril de 2014 no Comitê de Ética em Pesquisa da Faculdade de Medicina/Hospital Universitário Antônio Pedro, possuindo registro de identificação no CEP, CMM/HUAP nº 621.193 e CAAE nº 25061913.0.0000.5243 (Anexo 1). Neste parecer estão contempladas a coleta e análise das amostras fecais dos participantes.

## 4 RESULTADOS

### 4.1 TÉCNICAS COPROPARASITOLÓGICAS

Foram analisadas amostras fecais de 373 indivíduos. Todas as amostras frescas (n= 292) entregues foram negativas pela técnica de Baermann-Moraes. Considerando as demais técnicas utilizadas, 277 (74,26%) amostras foram negativas para formas evolutivas de parasitos e 96 (25,74%) foram positivas por uma ou mais técnicas. Houve maior frequência de protozoários que de helmintos.

A técnica de Ritchie modificada detectou parasitos em 63 (65,60%) amostras, Lutz em 56 amostras (58,30%), Faust et al. em 47 (49%) amostras e Kato-Katz em 4 amostras (4,16%). A análise quantitativa na técnica de Kato-Katz, para *A.lumbricoides* foi de 72, 58, 163 e 47 ovos e *T. trichiura* de 13 ovos, com associação com *A. lumbricoides*. Em amostras positivas, Faust et al. e Lutz apresentaram resultados concordantes em 33 amostras (k=0,55), Ritchie e Faust et al. em 40 amostras (k=0,57), Ritchie e Lutz em 41 amostras (k=0,55). A concordância entre as três técnicas utilizadas foi moderada. As quatro técnicas foram capazes de detectar *Ascaris lumbricoides* em três amostras (Tabela 1).

O grau de concordância entre a técnica de Kato-Katz e as técnicas de Ritchie modificado, Faust et al. e Lutz foram de k=0,08, k=0,13 e k=0,08, sendo todas fracas, respectivamente.

Na Tabela 1 estão apresentados os resultados obtidos por técnica parasitológica sem considerar a concordância na detecção de formas evolutivas dos parasitos. Ritchie foi a técnica que, de forma geral, apresentou melhor eficiência para o diagnóstico de protozoários em especial para o diagnóstico de *Blastocystis* sp. (Tabela 1).

Tabela 1 - Resultado de positividade para parasitos intestinais por cada técnica utilizada de diagnóstico coproparasitológico de 373 indivíduos de Niterói-RJ

<b>Parasito</b>	<b>R</b>	<b>F</b>	<b>L</b>	<b>K</b>	<b>Total + *</b>
<i>Blastocystis</i> sp.	26	5	23	-	57
<i>E. coli</i>	5	8	8	-	20
<i>E. histolytica/ E. dispar</i>	3	4	3	-	12
<i>E. nana</i>	4	7	3	-	11
<i>G. intestinalis</i>	7	7	5	-	8
<i>T. trichiura</i>	-	3	-	-	5
<i>A. lumbricoides</i>	3	3	2	3	4
<i>I. butschilli</i>	-	1	1	-	2
<i>E. vermicularis</i>	-	1	1	-	1
<i>Entamoeba coli</i> e <i>Entamoeba histolytica/Entamoeba dispar</i>	3	4	3	-	
<i>Blastocystis</i> sp. e <i>Endolimax nana</i>	5	-	3	-	
<i>Entamoeba coli</i> e <i>Blastocystis</i> sp.	4	-	2	-	
<i>T. Trichiura</i> e <i>Entamoeba coli</i>	-	1	-	-	
<i>E. coli, E. histolytica/E. dispar</i> e <i>Blastocystis</i> sp.	1	1	-	-	
<i>Blastocystis</i> sp, <i>E. nana</i> e complexo <i>Entamoeba histolytica/Entamoeba dispar</i>	-	-	1	-	
<i>A. lumbricoides</i> e <i>T. Trichiura</i>	1	1	1	1	
<i>Entamoeba coli</i> e <i>I. butschlii</i>	1	1	-	-	
<b>Total</b>	63(65,60%)	47 (49%)	56(58,30%)	4(4,16%)	

R - Ritchie modificado, L - Lutz, K - Kato-Katz, F - Faust et al.

\*Número total de amostras positivas por parasito, incluindo as que se apresentaram em poliparasitismo

Os resultados obtidos por parasito, considerando gênero ou espécie, pelas quatro técnicas utilizadas e sua concordância, na detecção de positividade estão apresentados na Tabela 2.

Tabela 2 – Resultado, em número absoluto, da análise de 373 amostras fecais de indivíduos pelas técnicas de Ritchie modificado, Faust et al., Lutz e Kato-Katz, por espécie ou gênero de parasito

Parasito	R	F	L	K	R/F	R/L	R/K	F/L	F/K	K/L	R/F/L	R/F/K	R/F/L/K	Total + *
<i>Blastocystis</i> sp.	19	-	10	-	1	10	-	2	-	-	2	-	-	57
<i>E. coli</i>	-	6	3	-	1	3	-	2	-	-	1	-	-	20
<i>E. histolytica/</i> <i>E. dispar</i>	-	1	-	-	-	-	-	1	-	-	2	-	-	12
<i>E. nana</i>	3	3	-	-	1	-	-	1	-	-	2	-	-	11
<i>G. intestinalis</i>	1	1	-	-	1	-	-	-	-	-	5	-	-	8
<i>T. trichiura</i>	-	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5
<i>A. lumbricoides</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	3	4
<i>I. butschlii</i>	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	2
<i>E. vermicularis</i>	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	1
<i>E. nana</i> e <i>Blastocystis</i> sp.	1	-	1	-	-	2	-	1	-	-	-	-	-	.*
<i>E. coli</i> e <i>E.</i> <i>histolytica/</i> <i>E. dispar</i>	1	4	1	-	-	1	-	-	-	-	1	-	-	.*
<i>E. coli</i> e <i>Blastocystis</i> sp.	5	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	.*
<i>T. trichiura</i> e <i>E. coli</i>	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	.*
<i>E. coli</i> , <i>E.</i> <i>histolytica/</i> <i>E. dispar</i> e <i>Blastocystis</i> sp.	1	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	.*
<i>A. lumbricoides</i> e <i>T. trichiura</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	.*
<i>E. coli</i> e <i>I. butschlii</i>	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	.*
<i>E. nana</i> , <i>E.</i> <i>histolytica/E. dispar</i> e <i>Blastocystis</i> sp.	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	.*
<b>Total</b>	31	20	16	0	5	17	0	9	0	0	13	1	4	

R - Ritchie modificado, L - Lutz, K - Kato-Katz, F - Faust et al. e Neg – Negativo

\*Número total de amostras positivas por parasito, incluindo as que se apresentaram em poliparasitismo



## 4.2 Resultados dos Custos de materiais duráveis e degradáveis

Os resultados dos custos de materiais duráveis e descartáveis para implantação das cinco técnicas de forma individualizada estão apresentados na Tabela 3. Considerando esse custo da técnica, associado ao pré-processamento, uso geral e material de coleta a técnica de Faust et al. foi a que apresentou maior valor (R\$ 5612,38) e a técnica de Kato-Katz a de menor valor (R\$1896,74).

Tabela 3 – Resultados dos custos de materiais duráveis e descartáveis para realização das técnicas de Faust et al., Ritchie modificado, Lutz e Baermann-Moraes. Valores absolutos de cada material e o cálculo da quantidade utilizada para processamento de uma amostra fecal

<b>Técnicas</b>	<b>Custo dos materiais duráveis</b>	<b>Custo dos materiais descartáveis</b>	<b>Equipamentos necessários para a técnica</b>	<b>Total</b>
Uso Geral	R\$ 5,40	R\$ 0,40	R\$ 1.860	R\$1.865,80
Pré-Processamento	R\$ 32,70	R\$ 0,60		R\$ 33,30
Kit de coleta	R\$ 28,00	R\$ 1,39	-	R\$ 29,39
Faust et al.	R\$ 55,67	R\$ 0,22	R\$ 3.268	R\$ 3683,89
Ritchie modificado	R\$ 14,85	R\$ 0,22	R\$ 2.303	R\$ 2318,07
Lutz	R\$ 0,17	R\$ 0,44**	-	R\$ 0,61
Baermann-Moraes*	R\$ 121,84	R\$ 0,60	-	R\$ 122,44
Kato Katz*	R\$ 0,15	R\$ 1,40	-	R\$ 1,55

Esses cálculos foram feitos através da regra de três, com os valores relativos a quantidade gasta de materiais em cada técnica.

\*Os valores de pré-processamento não devem ser somados as técnicas de Baermann & Moraes e Kato Katz

\*\*Se o filme de PVC utilizado na técnica de Lutz for retirado, o custo dos materiais descartáveis seria de 0,082 centavos.

### 4.2.1 Resultado da depreciação dos equipamentos e materiais duráveis

Considerando os equipamentos a balança analítica foi a que apresentou menor depreciação por mês, e a centrífuga a maior depreciação. Com relação aos materiais duráveis a técnica de Kato-Katz apresentou depreciação de R\$0,421/mês, Lutz de R\$ 0,601/mês, Ritchie de R\$0,68/mês e Faust et al. R\$0,90/mês e Baermann-Moraes de R\$ 1,09/mês.

Custo de depreciação do microscópio utilizado em todas as técnicas

$$D = \frac{C - Vr}{n} = \frac{1860}{120} = R\$ 15,50 \text{ por mês}$$

Custo de depreciação da Centrífuga

$$D = \frac{C - Vr}{n}$$

$$D = \frac{2.303}{120}$$

$$D = R\$ 19,19 \text{ por mês}$$

O custo de depreciação da Balança eletrônica utilizada na técnica de Faust et al., para pesagem dos reagentes para preparação de soluções.

$$D = \frac{965}{120} = R\$ 8,04 \text{ por mês}$$

O tempo de vida útil de máquinas, motores e aparelhos equivale a 10 anos, correspondente a 120 meses, valor tabelado ([www.fazenda.rj.gov.br](http://www.fazenda.rj.gov.br)).

Custo de depreciação dos materiais duráveis (vidrarias, materiais de plástico etc.)

Uso geral

$$D = \frac{5}{180} = R\$ 0,027 \text{ por mês}$$

Pré-Processamento

$$D = \frac{32,70}{180} = 0,18 \text{ por mês}$$

Kit de Coleta

$$D = \frac{28}{180} = R\$ 0,15 \text{ por mês}$$

Técnica de Faust et al.

$$D = \frac{55,67}{180} = R\$ 0,30 \text{ por mês}$$

Técnica de Ritchie, modificado por Young (1979)

$$D = \frac{14,85}{180} = R\$ 0,08 \text{ por mês}$$

Técnica de Lutz (1929)

$$D = \frac{0,17}{180} = R\$ < 0,001$$

Técnica de Baermann-Moraes

$$D = \frac{121,84}{180} = R\$ 0,67 \text{ por mês}$$

Técnica de Kato Katz

$$D = \frac{0,15}{180} = R\$ < 0,001$$

\* O tempo de vida útil desses materiais são de 15 anos, 180 meses.

Tabela 4 – Resultado do custo de depreciação dos materiais duráveis e equipamentos das técnicas de Faust et al., Ritchie modificado, Lutz e Baermann-Moraes

<b>Materiais/ equipamentos/técnicas</b>	<b>Depreciação (por mês)</b>
Microscópio	R\$ 15,50
Centrífuga	R\$ 19,19
Balança analítica	R\$ 8,04
Uso Geral	R\$ 0,027
Pré processamento	R\$ 0,18
Kit de coleta	R\$ 0,15
Lutz	R\$ < 0,001
Faust et.al.	R\$ 0,30
Ritchie	R\$ 0,08
Baermann-Moraes	R\$ 0,67
Kato-Katz	R\$ < 0,001

#### 4.2.2 Resultado da depreciação anual

A depreciação anual da centrífuga, no primeiro ano, seria de R\$ 921,20, apresentando perdas menores nos anos que se seguem como apresentado na Tabela 5. O mesmo foi observado com relação a balança e ao microscópio, onde todos os equipamentos perderam no primeiro ano o equivalente a 50% de seu preço de compra.

Tabela 5 – Análise estimada da depreciação anual dos equipamentos necessários para implantação das técnicas coproparasitológicas de Lutz, Faust et al., Kato-Katz, Ritchie modificado e Baermann-Moraes

Ano	Fração	Depreciação anual Centrifuga Valor = R\$2303,00	Depreciação anual Balança Valor = R\$840,00	Depreciação anual Microscópio Valor = R\$1860,00
1	4/10 x valor	921,20	336,00	744,00
2	3/10 x valor	690,90	252	558
3	2/10 x valor	460,6	168	372
4	1/10 x valor	230,3	84	186

#### 4.2.3 Resultado do cálculo do funcionário fictício

Na Tabela 6 são apresentados os eventos que interferem no cálculo do custo de funcionário por mês trabalhado, considerando uma carga horária diária de 8 horas.

Tabela 6 - Resultado do cálculo de um funcionário fictício (Biomédico), através do programa CALCULADOR

Evento	Referência	Valor (R\$)
Salário	-	1.500,00
Vale transporte	-	150
Desconto do vale transporte	-	90
Vale refeição	-	50
Plano de saúde	-	110
Outros benefícios	-	0
Provisão 13º salário	-	125
Provisão de férias	-	125
Provisão 1/3 férias	-	41,67
FGTS	-	120
Provisão FGTS (13º e Férias)	-	23,33
INSS	20%	300
Provisão INSS (13ª e férias)	-	58,33
<b>Custo do funcionário</b>	-	<b>2.513,33</b>

O Cálculo unitário da mão de obra foi estimado para cada técnica, pois o tempo gasto, com cada uma, é diferente tanto na leitura da lâmina como em sua execução. Estimou-se o tempo de seis minutos para Ritchie modificada, 11 minutos para Faust et al., oito minutos para Lutz, sete minutos para Baermann-Moraes e sete minutos para Kato-Katz (Tabela 7).

Tabela 7 – Cálculos unitários do custo da mão de obra para as técnicas parasitológicas de Lutz, Faust et al., Kato-Katz, Ritchie modificado e Baermann-Moraes

<b>Técnica</b>	<b>Cálculo do valor unitário R\$</b>
Faust et al.	1,41
Ritchie, modificada por Young et al.	1,00
Kato Katz	1,11
Baermann- Moraes	1,11
Lutz	0,81
<b>Total</b>	<b>5,44</b>

\*O pré-processamento (R\$ 0,30) já está incluindo nos valores da técnica de Ritchie, modificada por Young, Faust et al. e Lutz (1929).

\*Todos os tempos para o cálculo da mão-de-obra, foram estimados.

#### 4.2.4 Resultado do Custo unitário das técnicas

O custo unitário das técnicas, considerando todos os fatores que podem interferir variou de R\$47,58 para a técnica de Faust et al. a R\$19,66 na técnica de Lutz (Tabela 8).

Tabela 8 – Resultado do custo unitário de implantação das técnicas de Lutz, Faust et al., Kato-Katz, Ritchie modificado e Baermann-Moraes em laboratórios de análises clínicas.

<b>Técnicas analisadas</b>	<b>Custo unitário</b>
Faust et.al	R\$ 47,58
Ritchie, modificada por Young	R\$ 38,98
Kato- Katz	R\$ 20,22
Baermann-Moraes	R\$ 20,09
Lutz	R\$ 19,66
<b>Total</b>	<b>R\$ 146,53</b>

\*Utilização da fórmula de custo geral. Esses valores correspondem ao gasto no primeiro mês de implantação.

\* Foram excluídos: energia elétrica, água, lucro do laboratório e variáveis externas (limpeza, manutenção)

Foi observado inúmeras condutas laboratoriais, na execução das técnicas de diagnóstico parasitológico em amostras fecais, que podem comprometer o diagnóstico. Os procedimentos identificados durante esse estudo estão apresentados na Tabela 9.

Tabela 9 – Condutas laboratoriais que podem interferir nos resultados de técnicas parasitológicas utilizadas para o diagnóstico de parasitos intestinais

<b>Técnica parasitológica</b>	<b>Condutas</b>
Faust et al.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Ajuste da densidade da solução de Sulfato de Zinco</li> <li>• Rompimento da película de flutuação com a alça</li> <li>• Lavagem da amostra até que o sobrenadante esteja claro</li> <li>• Exposição da amostra a solução de flutuação por tempo excessivo</li> </ul>
Kato-Katz	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Exposição da amostra a solução diafanizadora por tempo excessivo</li> <li>• Colocar excesso de amostra, desrespeitando o protocolo</li> </ul>
Baermann-Moraes	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Verificar temperatura de aquecimento da água (cerca de 42<sup>o</sup>C)</li> <li>• Não deixar que a amostra fique submersa</li> </ul>
Ritchie modificado	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Não colocar excesso de detergente – formação de bolhas</li> <li>• Proporção entre amostra e acetato de etila inadequada</li> </ul>
Lutz	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Tempo de sedimentação pequeno ou não padronizado</li> </ul>

## 5 DISCUSSÃO

A positividade para parasitos intestinais, considerando positividade por pelo menos uma das técnicas empregadas, foi de 25,73% (96/373) sendo superior à obtida nos estudos de Cavagnoli et al. (2015), Ngrenngarmlet et al. (2007), Castro et.al. (2004) e Ferreira et.al. (2000). Entretanto Miotto et al. (2016) apresentaram resultados com positividade similar (24,56%). A diferença entre as positivities, nesses diferentes estudos, pode ser associada a diversos fatores como técnicas empregadas, localidade do estudo, condições socioeconômicas e faixa etária do grupo estudado.

Não foi encontrada nenhuma amostra positiva por meio da técnica de Baermann-Moraes, concordando com os resultados de Carvalho et. al. (2002) que justificaram essa negatividade pela inexistência ou baixa frequência de *Strongyloides stercoralis*, no local onde viviam os sujeitos do estudo. Sugere-se que a negatividade também pode ter sido influenciada pela não entrega da amostra fresca e sem conservante por 81 participantes, impossibilitando a realização da técnica.

A técnica que demonstrou maior eficiência no diagnóstico foi a de Ritchie modificada (65,60%). Carvalho et al. (2002) observaram que o Coprotest®, que usa como fundamento a técnica de Ritchie modificada por Young (1979), apresentou melhor resultado como técnica única, bem como no diagnóstico de *Blastocystis* sp. Nesse estudo, Ritchie modificada também obteve melhores resultados para detecção de *Blastocystis* sp. (27,08%). Essa maior eficiência, no diagnóstico desse parasito, foi relatada nos estudos de Alyani et.al. (2015), Eymael et.al.(2010), Navone et.al. (2005) e Cerqueira et.al.(2002). No caso do diagnóstico de *Blastocystis* sp., essa maior eficiência pode ser associada ao menor rompimento do protozoário ou habilidade dos microscopistas em detectá-lo. Alarcón et al (2007) relacionaram a não detecção desse parasito nas técnicas de Faust et al. e sedimentação espontânea, a desagregação determinada pelo meio líquido, o que foi entendido como a lise de várias formas evolutivas do parasito pela água, dificultando o diagnóstico, bem como a incapacidade do microscopista em reconhecer e identificar o protozoário. Além da maior eficiência na detecção de protozoários, Navone et.al.(2005) apontaram que a técnica de Ritchie modificada foi a melhor técnica para a detecção dos helmintos. Esse resultado pode ser atribuído ao fundamento da técnica que possibilita a concentração de formas

evolutivas de parasitos, além de proporcionar um sedimento mais “purificado” devido ao uso do acetato de etila e detergente, que removem gordura.

A segunda técnica de maior detecção parasitária foi a de Lutz apresentando positividade em 58,30% das amostras. A espécie mais detectada também foi *Blastocystis* sp, embora com resultados inferiores a Ritchie modificado. Por ambas serem técnicas de concentração por sedimentação, a quantidade de detritos na lâmina é grande, o que pode dificultar a leitura. Carvalho et al. (2012), na comparação entre TFT® e Lutz, sugeriram que a centrifugação adicional, que também existe em Ritchie modificado, pode ter favorecido a maior concentração de formas evolutivas de parasitos. Pensa-se que o encontro de *Blastocystis* sp., nessa técnica, contrariando os resultados de Alarcón et al (2007), deve-se ao uso de conservante na coleta de duas das três amostras, o que pode ter favorecido ao não rompimento do protozoário nas etapas subsequentes do processamento técnico.

A técnica de Faust et al. é considerada como padrão ouro para a detecção de *Giardia intestinalis* por autores como Machado et.al. (2001) e Garcia et.al. (2006), sendo que esses últimos propuseram a associação da técnica de Faust et.al. com o Coprotest® como melhor escolha para a detecção de *Giardia intestinalis*. Nesse estudo, a técnica de Faust et al. apresentou positividade em 49% das amostras, diagnosticando todos os parasitos que foram encontrados, incluindo protozoários e helmintos. Observou-se resultados, em número absoluto, superiores ou iguais quando comparou-se a detecção da maioria dos protozoários por Faust et al. e Ritchie modificado. Alyani et.al. (2015) comparando Faust et al. e Ritchie verificaram maior eficiência de Ritchie na detecção de protozoários intestinais, o que difere desse estudo.

No presente estudo, a técnica de Faust e et.al. mostrou importância, na detecção não só de protozoários, como também na de *Trichuris trichiura*, sendo 4/5 amostras positivas para esse helminto detectadas somente por meio dessa técnica. Carvalho et. al. (2002) sugeriram que a técnica de Faust et.al. mostrou-se mais eficiente para o diagnóstico de *Trichuris trichiura*, apresentando positividade em sete amostras, sendo que em quatro o diagnóstico foi possível exclusivamente por essa técnica, o que concorda com os resultados obtidos. Por ser uma técnica de centrífugo-flutuação, a técnica de Faust et.al. favorece a detecção de estruturas leves e com densidade



menor, facilitando a separação de ovos de helmintos como os de *Trichuris trichiura* dos demais detritos, além de apresentar material de leitura com menor grau de partículas, o que permite uma melhor identificação de formas evolutivas de pequenas dimensões.

A técnica de Kato- Katz apresentou menor capacidade de detecção entre as técnicas analisadas. Em relação aos helmintos foram encontrados por Kato-Katz, *Ascaris lumbricoides* e *Trichuris trichiura*. Essas amostras também foram positivas por pelo menos uma das outras técnicas utilizadas. No caso de *T. trichiura*, Kato-Katz só detectou o parasito em uma amostra, gerando resultados falso negativos nas outras quatro. Tarafder et.al. (2010), Mendes et.al.(2005), Nunez - Fernandez et.al. (1991) e Chaves et.al.(1979) apontaram a técnica de Kato- Katz como melhor opção para o diagnóstico de geohelmintos como *Ascaris lumbricoides* e *Trichuris trichiura*, o que está em desacordo com os resultados desse estudo. Pensa-se que a técnica de Kato-Katz, apesar de sua fácil execução, não seria adequada para o diagnóstico de parasitos intestinais, pois a quantidade de amostra utilizada é pequena e, portanto, pouco representativa do que realmente está sendo eliminado no conteúdo fecal, como proposto Brandelli et al. (2011) para justificar as diferenças de resultados obtidos na comparação entre as técnicas de sedimentação espontânea e Paratest®. Outro fator que contribuiria para sua baixa eficiência seria a distribuição irregular de formas evolutivas de parasitos nas fezes, como apontado por Kraut et al. (2012). Pensa-se que o próprio movimento intestinal, em especial do intestino grosso, favoreça a concentração de formas evolutivas de parasitos na superfície do material fecal, o que pode interferir no resultado obtido, dependendo da porção da amostra utilizada no processamento da técnica.

Não se discute aqui a eficiência de Kato-Katz para o diagnóstico de *S. mansoni*, uma vez que o parasito não foi encontrado nas amostras estudadas. Além desses fatores, cabe lembrar que tem sido observado por vários autores (BELO et al., 2012; MELO et al., 2014; SANTOS et al., 2014) uma manutenção ou aumento da frequência de protozoários com redução de frequência de helmintos, o que também reforça a não adequação do uso do Kato-Katz como técnica única na rotina do diagnóstico de parasitos intestinais, mesmo que em pesquisa de campo e reforçado pelo índice de concordância baixo com as demais técnicas. O uso de conservantes, como apontado

por Carvalho et al. (2012) em relação ao TFT®, possibilita o diagnóstico em material coletado em áreas geograficamente distantes do local de análise.

O grau de concordância entre as técnicas de sedimentação e flutuação analisadas nesse estudo foi moderado. Ribeiro & Furst (2012) evidenciaram concordância quase perfeita entre Lutz e SST, o que diferiu dos resultados desse estudo, mesmo considerando a concordância entre Lutz e Ritchie modificado. Por outro lado, Mendes et al. (2005) na comparação entre Kato-Katz e Coprotest® para o diagnóstico de geohelmintos obtiveram índice de concordância quase perfeito para *Ascaris lumbricoides* e moderado ou baixo para os demais geohelmintos. Nesse estudo devido ao pequeno número de amostras positivas para geohelmintos não foi realizado o cálculo do Kappa.

Com relação aos custos de implantação, a técnica que apresentou menor custo foi a de Lutz, incluindo todos os parâmetros analisados. Apesar disso, todas as técnicas parasitológicas avaliadas nesse estudo apresentaram valores mínimo de R\$ 19,66 e máximo de R\$ 47,58, o que permite sua realização em laboratórios de análises clínicas, mesmo sem grande aporte financeiro. Os kits comerciais, como o Coprotest®, quando cotados em janeiro de 2016, na empresa LABHOUSE, apresentaram o valor de R\$ 1.685,00, totalizando 360 unidades. Dessa forma cada exame teria o custo de R\$ 4,68, sendo descartável. Cerqueira (1988) afirmou que o kit Coprotest® apresenta como vantagens alto enriquecimento, detectando tanto protozoários quanto helmintos. Além disso elimina o mau odor da amostra, simplifica o manuseio pelo técnico e requer pouco espaço. Se for levado em consideração a possível perda dos materiais duráveis e a possibilidade de acidentes nas etapas de processamento e lavagem de vidraria, os kits comerciais representam boas alternativas na rotina laboratorial. Mesmo com esse custo inicial, se for feito o cálculo do custo de implantação da técnica, essa técnica se mantém dentro dos valores já apresentados (R\$ 41,04, esse valor foi calculado segundo a fórmula de valor unitário, como visto acima)

A balança, o microscópio, a centrífuga e o funcionário fictício podem ser considerados como investimentos para o laboratório, pois serão usados por outros setores, não só na parasitologia. Por isso o custeio das técnicas se torna mais acessível e baixo.

A técnica de menor tempo de execução é a de Lutz, pois o custo da mão-de-obra unitária é mais barato. Já a técnica mais cara foi a de Faust et al. pois estão envolvidos muitos materiais duráveis e equipamentos, para sua implantação, entretanto todos esses equipamentos podem ser utilizados em outros setores laboratoriais, o que diminuiria o custo da técnica de Faust et al. pois diluiriam os valores de depreciação nos outros setores.

Não foi encontrado na literatura artigos que abordassem a questão de custo de implantação de técnicas parasitológicas em laboratórios de Análises Clínicas. Esse fato pode estar associado ao baixo custo das técnicas. Congniali (2014) relatou que o desempenho insuficiente dos laboratórios no diagnóstico coparasitológicos ocorre, principalmente, devido 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. Llewlyn et al. (2016) relataram que a principal limitação do uso do PCR multiplex em programas nacionais de controle é a dificuldade de implementá-lo em áreas endêmicas e de baixa renda, devendo as amostras serem enviadas a laboratórios com maior infraestrutura. As técnicas microscópicas podem ser realizadas em locais com menos recursos e equipamentos mais acessíveis. Os autores estimaram o custo de material para processamento das amostras por técnicas de centrifugo flutuação com sulfato de zinco em AU\$1 (1 dólar australiano, que em cotação de 09/03/2016 equivaleria a R\$3,00) sem mão de obra, em comparação com o custo de AU\$12,27 do PCR multiplex por amostra. No presente estudo, considerando o custo de materiais descartáveis da técnica de Faust et al., seria de R\$0,22. Esse baixo custo e a capacidade de detecção de protozoários e helmintos torna viável o uso de técnicas parasitológicas.

Considerando a questão custo de implantação versus capacidade de diagnóstico observou-se variação dentre as técnicas analisadas, sendo a técnica de Lutz a mais indicada, pela simplicidade de procedimentos técnicos, baixo custo e amplo espectro de diagnóstico. De 19 laboratórios de análises clínicas de Curitiba e da Região Metropolitana, a técnica de Hoffman, Pons e Janer (Lutz) foi a mais utilizada (95%) e a única realizada por 37% dos laboratórios participantes (CONGNIALI, 2014). Pensa-se que a desvantagem dessa técnica está relacionada a maior necessidade de espaço para guarda das amostras até a leitura e necessidade de maior tempo para emissão do laudo.

A técnica de Ritchie modificada foi a que apresentou melhores resultados em relação a positividade, porém Faust et al. foi a que detectou maior diversidade de espécies ou gêneros de parasitos. Ambas têm custo próximo e procedimentos técnicos mais complexos que demandam maior treinamento do profissional. Faust et al. tem como desvantagem o maior tempo de execução, devido as múltiplas lavagens e a possibilidade de deformação de formas evolutivas pela exposição da amostra solução de sulfato de zinco por tempo excessivo.

A escolha de técnicas para serem implementadas na rotina laboratorial em Parasitologia envolve vários fatores. Cabe lembrar, que para garantir melhor resultado, a associação de técnicas resulta sempre em maior confiabilidade, principalmente quando utiliza-se técnicas de fundamentos diferentes (CARVALHO et al., 2002; MENDES et al. 2005). Seguindo essa proposta, as técnicas mais indicadas seriam, objetivando maior positividade, Ritchie modificado e Lutz (119 amostras positivas), seguido pela associação de Ritchie modificado e Faust et al. (110 amostras).

No período de execução das técnicas, foi observado inúmeras condutas laboratoriais que poderiam comprometer o diagnóstico. Essas situações foram anotadas e apresentadas na forma de tabela. Esse registro teve como objetivo auxiliar o profissional que atua no setor de parasitologia para obtenção de resultados confiáveis.

No setor de parasitologia, deve-se pensar não só na execução de técnicas de baixo custo, mas também em investir em metodologias baseadas em técnicas imunológicas para pesquisa de coproantígenos, principalmente de protozoários intestinais, como também moleculares. Essas ferramentas podem permitir a certeza do diagnóstico, em relação a espécies de parasitos intestinais, que refletirá diretamente no tratamento adequado de pacientes, melhor escolha terapêutica e compreensão da epidemiologia de parasitos intestinais.

## **6 CONCLUSÃO**

A técnica de Ritchie modificada foi mais eficiente no diagnóstico de parasitos intestinais.

A técnica de Lutz apresentou menor custo e Faust et al. o custo mais caro.

## **REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS**

ACHA, PN; SZYFRES, B; Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 2.ed. Washington: OPS/ OMS, 1986.

ALARCÓN, R., AMATO-NETO, V., GAKIYA, E., BEZERRA, R. Observações sobre *Blastocystis hominis* e *Cyclospora cayetanensis* em exames parasitológicos efetuados rotineiramente. *Rev Soc Bras Med Trop*, 40(2), 253-5, 2007.

ALLAN, JC; CRAIG, PS; Coproantigen in taeniasis and echinococcosis. *Parasitol. Int. Suppl*:S75-80, 2006.

ALYANI, D., MURHANDARWATI, E. H., SUMARNI, S., ERNANINGSIH, E. Comparing the Sensitivity and Specificity of Zinc Sulphate Flotation Method to Formol Ether Sedimentation Method in Identifying Intestinal Protozoa's Cysts. *Tropical Medicine Journal*, 3(2), 2015.

ARAÚJO, A. J. U. S; KANAMURA, H. Y; DIAS, L. C. D. S; GOMES, J. F; ARAÚJO, S. D. M. Coprotest® quantitativo: quantificação de ovos de helmintos em amostras fecais utilizando-se sistema de diagnóstico comercial. *Jornal Brasileiro de Patologia e Medicina Laboratorial*, Rio de Janeiro, 39(2), 115-124, 2003.

BAERMANN, G. Eine einfache methode zur auffindung von ankylostomum (Nematoden) larven in erdproben. *Geneeskunding Tijdschrift voor Nederlandsch-Indië*, 57, 131-137, 1917.

BALLWEBER. R. L. Diagnostic Methods for parasitic infections in Livestock. College of Veterinary Medicine, Mississippi State University, Mississippi State, USA. *Elsevier*, 2006.

BASSO, R. M. C; SILVA-RIBEIRO, R. T; SOLIGO, D. S; RIBACKI, S. I; CALLEGARI-JACQUES, S. M; ZOPPAS, B. C. D. A. Evolução da prevalência de parasitoses intestinais em escolares em Caxias do Sul, RS. Vol. 41, Brasília, *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, no 3, p. 263-268, 2008.

BELO, V. S., DE OLIVEIRA, R. B., FERNANDES, P. C., NASCIMENTO, B. W. L., VITORINO, F., FERNANDES, C. L. F., DA SILVA, E. S. Fatores associados à ocorrência de parasitoses intestinais em uma população de crianças e adolescentes. *Rev Paul Pediatr*, 30(2), 195-201, 2012.

- BENCKE. A; ARTUSO. G.L; REIS, R.S; BARBIERI, N.L; ROTT, M.B. Enteroparasitoses em escolares residentes da periferia de Porto Alegre, RS, Brasil. *Revista Patologia Tropical* 35:31-6, 2006.
- BEZERRA, F. S. D. M., OLIVEIRA, M. D. F., MIRANDA, A. L. D. L., PINHEIRO, M. C. C., & TELES, R. M. A. Incidência de parasitos intestinais em material sub-ungueal e fecal em crianças da Creche Aprisco-Fortaleza, CE. *Rev. Bras. Anal. Clin*, 35(1), 39-40, 2003.
- BIOLCHI, L. C., COLLET, M. L., DALLANORA, F. J., D'AGOSTINI, F. M., NARDI, G. M., MÜLLER, G. A., WAGNER, G. Enteroparasitos e comensais em estudantes entre 7 e 14 anos em áreas rurais e urbanas do município de Campos Novos, oeste de Santa Catarina, Brasil. *Revista de Patologia Tropical*, 44(3), 337-342, 2015.
- BORQUEZ, C., LOBATO, I., MONTALVO, M. T., MARCHANT, P., & MARTÍNEZ, P. Enteroparasitosis en niños escolares del valle de Lluta. Arica-Chile. *Parasitología latino americana*, 59(3-4), 175-178, 2004.
- BRANDELLI, C. L. C., CARGNIN, S. T., WILLERS, D. M., OLIVEIRA, K. R., & TASCA, T. Comparison between spontaneous sedimentation method and Paratest® for the diagnosis of intestinal parasitic infections. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 105(10), 604-606, 2011.
- BRASIL, MINISTÉRIO DA SAÚDE (MS), Departamento de Vigilância Epidemiológica. Doenças infecciosas e parasitárias guia de bolso, Secretaria de Vigilância em Saúde. 6ª Edição. Brasília: MS; 2005. Disponível em: <[http://bvsmms.saude.gov.br/bvs/publicacoes/guia\\_bolso\\_4ed.pdf](http://bvsmms.saude.gov.br/bvs/publicacoes/guia_bolso_4ed.pdf)> Acesso em: 28/02/2016.
- CARTWRIGHT, C. P. Utility of multiple-stool-specimen ova and parasite examinations in a high-prevalence setting. *Journal of clinical microbiology*, 37(8), 2408-2411, 1999.
- CARVALHO, F. M., FALCÃO, A. O., ALBUQUERQUE, M. C., SILVA, P., BASTOS, O. M. P., UCHÔA, C. M. A. Diagnóstico coproparasitológico: estudo comparativo entre os métodos de Faust e cols.; Lutz, Baermann e Moraes e Coprotest®. *Revista Brasileira de Análises Clínicas*, 36, 145-146, 2002.

CARVALHO, G. L. X. D., MOREIRA, L. E., PENA, J. L., MARINHO, C. C., BAHIA, M. T., MACHADO-COELHO, G. L. L. A comparative study of the TF-Test®, Kato-Katz, Hoffman-Pons-Janer, Willis and Baermann-Moraes coprologic methods for the detection of human parasitosis. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 107(1), 80-84, 2012.

CASTRO, A. Z., VIANA, J. D., PENEDO, A. A., DONATELE, D. M. Levantamento das parasitoses intestinais em escolares da rede pública na cidade de Cachoeiro de Itapemirim–ES. *NewsLab*, 64(13), 140-44, 2004.

CAVAGNOLLI, N. I; CAMELLO, J. T; TESSER, S; POETA, J; RODRIGUES, A. D. Prevalência de enteroparasitoses e análise socioeconômica de escolares em Flores da Cunha- RS. *Revista de Patologia Tropical*, 44(3), 312-322, 2015.

CDC – Centers for disease control and prevention. Disponível em: <<http://www.cdc.gov/handwashing/when-how-handwashing.html>> Acesso em: 03/02/2016.

CERQUEIRA, E. J. L; REGO, F. L. T; RODRIGUES, R. C., ALCÂNTARA, L. M; SOARES, N. M. Avaliação entre métodos, baseados na sedimentação por centrifugação em formol-éter, utilizados para diagnóstico das enteroparasitoses. *RBAC*, 34(2), 107-109, 2002.

CERQUEIRA, F. L. Coprotest: Metodologia confiável para o exame parasitológico de fezes. *LAES/HAES*, 9(51), 5-9, 1988.

CHAVES, A., ALCANTARA, O. S. D., CARVALHO, O. D. S., & SANTOS, J. S. D. Estudo comparativo dos métodos coprológicos de Lutz, Kato-Katz e Faust modificado. *Revista Saúde Pública*, 13, 348-52, 1979.

CHIEFFI PP, AMATO NETO V. VERMES. Verminoses e a saúde pública. *Ciência Cultura*; 55:41-3, 2003.

CONGNIALLI, R.C.R. *Avaliação do setor de parasitologia e desempenho nos diagnósticos coproparasitológicos de laboratórios de análises clínicas de Curitiba e Região Metropolitana*. Dissertação (Mestrado): Universidade Federal do Paraná: Curitiba. Programa de Pós-Graduação em Microbiologia, Parasitologia e Patologia. 83p, 2014.



CORRIPIO, I. F; CISNEROS, M. J. G; ORMAECHEA, T. G. Diagnóstico de las parasitosis intestinales mediante detección de coproantígenos. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, 28, 33-39, 2010.

COSTA-MACEDO, L. M. D., MACHADO-SILVA, J. R., RODRIGUES-SILVA, R., OLIVEIRA, L. M., VIANNA, M. S. R. Enteroparasitoses em pré-escolares de comunidades favelizadas da cidade do Rio de Janeiro, Brasil. *Cad. Saúde Pública*, 14(4), 851-5, 1998.

DA CRUZ, P. F. F; DE REZENDE, D. V; PENATTI, M. P. A; GUIMARÃES, E. C; DOS SANTOS PEDROSO, R; DO CARMO LIMA, S. Ações educativas com ênfase à prevenção de parasitoses intestinais em uma localidade rural no município de Uberlândia, MG. *Revista Brasileira de Educação e Saúde*, 4(2), 8-15, 2014.

DE CARLI, G. A. Diagnóstico laboratorial das parasitoses humanas, métodos e técnicas. São Paulo, *Editores Atheneu*, 2011.

DE CARLI, G. A. Parasitologia clínica: seleção de métodos e técnicas de laboratório para o diagnóstico das parasitoses humanas. São Paulo, *Editores Atheneu* p58, 2007.

ELISEU MARTINS. Contabilidade de custos. São Paulo, *Editores Atlas*, 2007.

ELISEU MARTINS. Contabilidade de custos. São Paulo, *Editores Atlas*, 2003. Disponível em: <www.oemmdcbldboiebfnladdacbfmadadm/http://professorc24.dominiotemporario.com/doc/contabilidade\_de\_custos.pdf>. Acesso em 10/04/2016.

EYMAEL, D; SCHUH, G.M; TAVARES, R.G. Padronização do diagnóstico de Blastocystis hominis por diferentes técnicas de coloração. *Revista Brasileira de Medicina Tropical*.43(3):309-312, mai-jun, 2010.

FAPAN. FACULDADE DE PARAÍSO DO NORTE. Apostila de Contabilidade de Custos I. Disponível em: <www.fapanpr.edu.br/site/docente/arquivos/Apostila%20Custos%20%20Auxiliar.pdf> . Acesso em: 02/12/2015

FAUST, E.C.; D'ANTONI, J.S.; ODOM. V; MILLER, M.J; PERES,C.; SAWITZ,W;THOMEN,L.F; TOBIE,J; WALKER,J.H. A critical study of clinical laboratory

technics of the diagnosis of protozoan cysts and helminth eggs. Preliminary communication. *Am J Trop Med Hyg*, v.18,p.169,1938.

FERREIRA, M. U; FERREIRA, C. D. S; & MONTEIRO, C. A. Tendência secular das parasitoses intestinais na infância na cidade de São Paulo (1984-1996). *Revista Saúde Pública*, 34(6 Supl), 73-82, 2000.

GARCIA, J; SIMÕES, M. J. S; ALVARENGA, V. Avaliação de diferentes métodos no diagnóstico laboratorial de *Giardia lamblia*. *Revista de Ciências Farmacêuticas Básica e Aplicada*, 253-258, 2006.

GIGONZAC, M. A. D; SALES, E; CARVALHO, R; JAIME, J; VIEIRA, T. C. Determinação da Frequência de Parasitos Intestinais em Crianças de uma Creche da Cidade de Anápolis Utilizando Diferentes Métodos Laboratoriais. *Revista Movimenta ISSN*, 5(2), 2012.

GOMES, J. F., HOSHINO-SHIMIZU, S., DIAS, S., CÂNDIDO, L., ARAUJO, A. J. S., CASTILHO, V. L., NEVES, F. A. Evaluation of a novel kit (TF-Test) for the diagnosis of intestinal parasitic infections. *Journal of clinical laboratory analysis*, 18(2), 132-138, 2004.

GONÇALVES, A. Q., ABELLANA, R., PEREIRA-DA-SILVA, H. D., SANTOS, I., SERRA, P. T., JULIÃO, G. R., ASCASO, C. Comparison of the performance of two spontaneous sedimentation techniques for the diagnosis of human intestinal parasites in the absence of a gold standard. *Acta tropica*, 131, 63-70, 2014.

GORDON, H. M., & WHITLOCK, H. V. A new technique for counting nematode eggs in sheep faeces. *Journal of the Council for Scientific and Industrial Research*, 12(1), 50-52, 1939.

GOULART, E.G. & COSTA LEITE, I. Moraes parasitologia & microbiologia humana. 2a ed. Rio de Janeiro, Ed. Cultura Médica, 1978.

HARADA, Y. A. O. M., MORI, O. A New Method for culturing Hook Worm. *Yonago Acta Medica*, 1(3), 177-9, 1955.

KATO, K., & MIURA, M. Comparative examinations. *Japanese Journal of Parasitology*, 3(5), 1954.

- KATZ, N.; CHAVES, A. & PELLEGRINO, J. A simple device for quantitative stool thick-smear technique in schistosomiasis mansoni. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, v. 14, p. 397-400, 1972.
- KOLIVER, O. Contabilidade de custos. *Jurua*, 2008.
- KOLTAS, I. S., AKYAR, I., ELGUN, G., & KOCAGOZ, T. Feconomics®; a new and more convenient method, the routine diagnosis of intestinal parasitic infections. *Parasitology research*, 113(7), 2503-2508, 2014.
- KRAUTH, S. J., COULIBALY, J. T., KNOPP, S., TRAORÉ, M., N'GORAN, E. K., UTZINGER, J. An in-depth analysis of a piece of shit: distribution of *Schistosoma mansoni* and hookworm eggs in human stool. *PLoS Negl Trop Dis*, 6(12), e1969, 2012.
- LANDIS, J. R., & KOCH, G. G. The measurement of observer agreement for categorical data. *biometrics*, 159-174, 1977.
- LEONE, GSG. *Curso de Contabilidade de Custos*. 2 ed. São Paulo: Editora Atlas, 2000.
- LLEWELLYN, S., INPANKAEW, T., NERY, S. V., GRAY, D. J., VERWEIJ, J. J., CLEMENTS, A. C., MCCARTHY, J. S. Application of a Multiplex Quantitative PCR to Assess Prevalence and Intensity Of Intestinal Parasite Infections in a Controlled Clinical Trial. *PLoS Negl Trop Dis*, 10(1), e0004380, 2016.
- LUTZ, A.O. *Schistosomum mansoni* e a Schistomatose segundo observações feitas no Brasil. *Mem Instituto Oswaldo Cruz*, v.11, n.1, p.121-55, 1919.
- MAASS. M, DELGADO E, KNOBLOCH J. Detection of *Taenia solium* antigens in merthiolate-form preserved stool samples. *Trop Med Parasitol* ;42:112-4, 1991.
- 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. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 41(6), 581-585, 2008.
- MACHADO, R. L. D., FIGUEREDO, M. C., FRADE, A. F., KUDÓ, M. E., SILVA FILHO, M. G., PÓVOA, M. M. Comparação de quatro métodos laboratoriais para diagnóstico da *Giardia lamblia* em fezes de crianças residentes em Belém, Pará. *Rev Soc Bras Med Trop*, 34(1), 91-3, 2001.

- MACHICADO, J. D., MARCOS, L. A., TELLO, R., CANALES, M., TERASHIMA, A., GOTUZZO, E. Diagnosis of soil-transmitted helminthiasis in an Amazonic community of Peru using multiple diagnostic techniques. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 106(6), 333-339, 2012.
- MCHARDY, I. H., WU, M., SHIMIZU-COHEN, R., COUTURIER, M. R., & HUMPHRIES, R. M. Detection of intestinal protozoa in the clinical laboratory. *Journal of clinical microbiology*, 52(3), 712-720, 2014.
- MELO, E. V. D., COSTA, W. D., CONCEIÇÃO, M. J., COURA, J. R. A comparative cross-sectional study on the prevalence and morbidity of schistosomiasis in a community in northeastern Brazil (1979-2010). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 109(3), 340-344, 2014.
- MELO, M.C.B; KLEM, V.G.Q; MOTA, J.A.C; PENNA, F.J. Parasitoses intestinais. *Revista Medicina Minas Gerais*. Jan/Fev; 14(1):3-12, 2004.
- MENDES, C. R., TEIXEIRA, A. T. L. S., PEREIRA, R. A. T., & DIAS, L. C. D. S. Estudo comparativo de técnicas parasitológicas: Kato-Katz e Coprotest®. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 38(2), 178-180, 2005.
- MIOTTO, J. É; CARO, D. S. A; DE BARROS, M. F; REGO, B. E. F; DOS SANTOS, F. C., MACAGNAN, R., DA SILVA SANTOS, I. Diagnóstico laboratorial de enteroparasitose e anemia e sua possível associação com eosinofilia em crianças em idade escolar em Uiratã-PR. *Biosaúde*, 16(2), 52-62, 2016.
- MORAES, R.G. Contribuição para o estudo do *Strongyloides stercoralis* e da strongiloidíase no Brasil. *Revista do Serviço de Saúde Pública (Rio de Janeiro)*, v. 1, p. 507-624, 1948.
- NAVONE, G.T; GAMBOA, M.I; KOZUBSY, L.E; COSTAS, M.E.; CARDOZO, M.S.; SISLIAUSKAS, M.N; GONZALES, M. Estudio comparativo de recuperación de formas parasitarias por três diferentes métodos de enriquecimiento coproparasitológico. *Parasitologia Latino Americana*, 60:178-181, 2005.
- NGRENNGARMLERT, W; LAMOM, C; PASURALERTSAKUL, S; YAICHAROEN, R; WONGJINDANON, N; SRIPOCHANG, S; KIATFUENGFOO, R. Intestinal parasitic infections among school children in Thailand. *Trop. Biomed.* 24(2), 83-8, 2007.

NOLLA, A. C., & CANTOS, G. A. Relação entre a ocorrência de enteroparasitoses em manipuladores de alimentos e aspectos epidemiológicos em Florianópolis, Santa Catarina, Brasil. *Cad Saúde Pública*, 21(2), 641-5, 2005.

NUNEZ FERNANDEZ, F. A., SANJURJO GONZALEZ, E., FINLAY VILLALVILLA, C. M. Comparación de varias técnicas coproparasitológicas para el diagnóstico de geohelmintiasis intestinales. *Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo*, 33(5), 403-6, 1991.

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 External quality assessment in coproparasitology in Havana City Province, Cuba. *Cad. Saúde Pública*, 13(1), 67-72, 1997.

OKYAY, P., ERTUG, S., GULTEKIN, B., ONEN, O., & BESER. Intestinal parasites prevalence and related factors in school children, a western city sample-Turkey. *BMC public health*, 4(1), 1, 2004.

Organização Mundial de Saúde (OMS). Soil Trasmited helminths infections. 2015<sup>a</sup>. Disponível em: < <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs366/en/>> Acesso em 02/03/2016.

Organização Mundial de Saúde (OMS). *Strongyloidiasis*. 2015<sup>b</sup>. Disponível em: <[http://www.who.int/intestinal\\_worms/epidemiology/strongyloidiasis/en/](http://www.who.int/intestinal_worms/epidemiology/strongyloidiasis/en/)> Acesso em 02/03/2016.

ORIHIL, T. C; ASH, L. R; RAMACHANDRAN, C. P. & OTTESEN, E. Medios Auxiliares para el Diagnóstico de las Parasitosis Intestinales. Geneva: Organización Mundial de la Salud, 1997.

PROGRAMA CALCULADOR Disponível em: < [www.calculador.com.br](http://www.calculador.com.br) > Acesso em: 10/11/2015.

RIBEIRO, S. R & FURST, C. Parasitological stool sample exam by spontaneous sedimentation method using conical tubes: effectiveness, practice, and biosafety. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 45(3), 399-401, 2012.

RITCHIE, L.S. An ether sedimentation technique for routine stool examinations. The Bulletin of the U.S. Army Medical Department., v .8, n. 4, 1948.

ROCHA, R. S., SILVA, J. G., PEIXOTO, S. V., CALDEIRA, R. L., FIRMO, J. O. A., CARVALHO, O. D. S., KATZ, N. Avaliação da esquistossomose e de outras parasitoses intestinais, em escolares do município de Bambuí, Minas Gerais, Brasil. *Rev Soc Bras Med Trop*, 33(5), 431-6, 2000.

ROQUE, F. C., BORGES, F. K., SIGNORI, L. G. H., CHAZAN, M., PIGATTO, T., COSER, T. A., WIEBBELLING, A. M. P. Parasitos intestinais: prevalência em escolas da periferia de Porto Alegre-RS. *NewsLab*, 69, 152-62, 2005.

RUGAI, E., MATTOS, T., & BRISOLA, A. P. Nova técnica para isolar larvas de nematóides das fezes-Modificação do Método de Baermann. *Revista do Instituto Adolfo Lutz*, 14(1), 5-8, 1954.

SANTOS, J.; DUARTE, A.R.M.; GADOTTI, G.; LIMA, L.M. Parasitoses Intestinais em Crianças de Creche Comunitária em Florianópolis, SC, Brasil. *Revista de Patologia Tropical*. v. 43, n. 3, p. 332-340, 2014.

SEKI, M; JÚNIOR, P. G. P; SEKI, M. O; NIYAMA, F. P; CARUSO, M. C; PASCHOALETTO, M. C. D. L; RUIZ, L. P. A inovação de valores nos laboratórios clínicos. *Jornal Brasileiro Patologia Medicina Laboratorial*, 39(3), 211-4, 2003.

SHEATHER, A. L. The detection of intestinal protozoa and mange parasites by a floatation technique. *Journal of Comparative Pathology and Therapeutics*, 36, 266-275, 1923.

SILVA, A. A. D. Incidência de Blastocystis hominis na população da cidade do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro, *NewsLab*, 76, 86-96, 2006.

SMITH, H. M., DEKAMINSKY, R. G., NIWAS, S., SOTO, R. J., JOLLY, P. E. Prevalence and intensity of infections of *Ascaris lumbricoides* and *Trichuris trichiura* and associated socio-demographic variables in four rural Honduran communities. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 96(3), 303-314, 2001.

SOUZA, D. S. M., BARREIROS, J. T., PAPP, K. M., STEINDEL, M., SIMÕES, C. M. O., & BARARDI, C. R. M. Comparison between immunomagnetic separation, coupled with immunofluorescence, and the techniques of Faust et al. and of Lutz for the diagnosis of *Giardia lamblia* cysts in human feces. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 45(6), 339-342, 2003.

TARAFDER, M. R., CARABIN, H., JOSEPH, L., BALOLONG, E., OLVEDA, R., MCGARVEY, S. T. Estimating the sensitivity and specificity of Kato-Katz stool examination technique for detection of hookworms, *Ascaris lumbricoides* and *Trichuris trichiura* infections in humans in the absence of a 'gold standard'. *International journal for parasitology*, 40(4), 399-404, 2010.

TOSATO, M. E. V. B; PILONETTO, M; SCARIN, A. K. Apuração de custo para a realização de urocultura em um laboratório de médio porte do setor privado. *NewsLab*, 12(69), 114-142, 2005.

UECKER, M; COPETTI, C. E; POLEZE, L; FLORES, V. Infecções parasitárias: diagnóstico imunológico de enteroparasitoses. *RBAC*, 39(1), 15-9, 2007.

WILLIS, H. H. A simple levitation method for the detection of hookworm ova. *Medical Journal of Australia*, 2(18), 375-376, 1921.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO), 2015. Disponível em:<  
<http://www.who.int/mediacentre/news/releases/2015/neglected-tropical-diseases/es/>>  
Acesso em 03/03/2016.

WORLD HEALTH ORGANIZATION, & WORLD HEALTH ORGANIZATION (2004). *The global burden of disease*, Geneva, WHO, 2008.

YOUNG, K.H; BULLOCK, S.L; MELVIN,D.M; SPRUILL,C.L. Ethyl acetate as a substitute for diethyl ether the formalin-ether sedimentation technique. *J Clin Microbiol*, v. 10, n. 6, p. 852-853,1979.

ZAIDEN, M. F., SANTOS, B. O., CANO, M. A. T., & JÚNIOR, I. A. N. Epidemiologia das parasitoses intestinais em crianças de creches de Rio Verde-GO. *Medicina (Ribeirão Preto. Online)*, 41(2), 182-187, 2008.

## **ANEXO**

### ANEXO 1 – Considerações Éticas



FACULDADE DE MEDICINA DA  
UNIVERSIDADE FEDERAL  
FLUMINENSE/ FM/ UFF/ HU



**PARECER CONSUBSTANCIADO DO CEP**

**DADOS DO PROJETO DE PESQUISA**

Título da Pesquisa: Parasitoses intestinais em escolares de Niterói, RJ: frequência, conhecimentos e profilaxia

Pesquisador: Claudia Maria Antunes Uchôa

Área Temática:

Versão: 3

CAAE: 25061913.0.0000.5243

Instituição Proponente: UNIVERSIDADE FEDERAL FLUMINENSE

Patrocinador Principal: Financiamento Próprio

**DADOS DO PARECER**

Número do Parecer: 621.193

Data da Relatoria: 04/04/2014

**Recomendações:**

Atualizar o cronograma de coleta das amostras.

**Conclusões ou Pendências e Lista de Inadequações:**

A pesquisadora cumpriu todas as pendências solicitadas e portanto esta relatoria recomenda a **APROVAÇÃO** do projeto.

**Situação do Parecer:**

Aprovado

**Necessita Apreciação da CONEP:**

Não

**Considerações Finais a critério do CEP:**

NITEROI, 22 de Abril de 2014

Assinador por:

ROSANGELA ARRABAL THOMAZ  
(Coordenador)



**Apêndices**

## Apêndice 1 – TCLE (Termo de Consentimento Livre Esclarecido)

### TERMO DE CONSENTIMENTO LIVRE E ESCLARECIDO PAIS E/OU RESPONSÁVEIS E FUNCIONÁRIOS

Projeto: Parasitoses intestinais em escolares de Niterói, RJ: frequência, conhecimentos e profilaxia.

Responsável: Claudia Maria Antunes Uchôa Souto Maior

Endereço: Disciplina de Parasitologia/UFF Rua Prof Hernani de Melo, 101 – 2 andar. São Domingos Niterói, RJ. Cep 24210-130. tel (21) 26292426  
Comitê de Ética em Pesquisa da Universidade Federal Fluminense

Nome da Instituição: \_\_\_\_\_  
Endereço: \_\_\_\_\_  
Nome do Participante: \_\_\_\_\_ Idade: \_\_\_\_\_  
RG: nº \_\_\_\_\_ Órgão Emissor: \_\_\_\_\_  
Nome do Responsável: \_\_\_\_\_ Idade: \_\_\_\_\_  
Endereço: \_\_\_\_\_  
RG: nº \_\_\_\_\_ Órgão Emissor: \_\_\_\_\_

O(A) Sr. (ª) está sendo convidado(a) a participar do projeto de pesquisa “Parasitoses intestinais em escolares de Niterói, RJ: frequência, conhecimentos e profilaxia”, de responsabilidade da pesquisadora Claudia Maria Antunes Uchôa Souto Maior.

Declaro ter pleno conhecimento que:

- O projeto tem como objetivo: conhecer a prevalência dos parasitos intestinais nos escolares e funcionários das escolas, identificar saberes dos escolares, funcionários e responsáveis sobre as parasitoses e desenvolver ações educativas em saúde junto à população alvo.
- Será solicitada a coleta de amostras fecais pelo participante e de coleta de material debaixo da unha pela equipe, para o diagnóstico dos parasitos; preenchimento de questionário em papel e participação nas oficinas. Será realizado o registro da situação por **fotografia e filmagem** de situações que serão utilizadas apenas no contexto do projeto, sem divulgar nomes.
- Autorizo a participação acima qualificada no presente projeto de pesquisa;
- Este estudo não fará nenhum mal a minha saúde ou de crianças dessa Instituição;
- Esta pesquisa tem por objetivos conhecer a prevalência de parasitoses intestinais, identificar saberes circulantes sobre parasitoses e desenvolver ações em educação e saúde com estudantes e funcionários desta Instituição;
- Os benefícios esperados serão o resultado de exames coproparasitológicos/subungueal e o esclarecimento dos funcionários, crianças e pais e/ou responsáveis sobre parasitos que atingem crianças, objetivando conscientizá-los quanto ao que causam e como evitá-los;
- Autorizo a realização de exames coproparasitológicos em fezes e material subungueal, preenchimento de questionários, gravação de entrevistas, falas e imagens, necessárias para a coleta de informações/dados para realização do estudo, as quais só poderão ser utilizadas no contexto do projeto ou em artigos relacionados ao mesmo.
- Não gastarei nada para participar dessa pesquisa;
- As amostras fecais e de material sub-ungueal **serão descartadas** após o processamento;
- Terei a liberdade de retirar meu consentimento e deixar de participar do estudo a qualquer momento;
- Nenhum nome será divulgado durante as etapas desse estudo ou ao seu término;
- Poderei obter informações gerais sobre o estudo quando desejar. Os pesquisadores poderão ser contatados por meio do telefone (21)26292426.

Eu, \_\_\_\_\_, RG nº \_\_\_\_\_, responsável legal por \_\_\_\_\_, RG nº \_\_\_\_\_, declaro ter sido informado e concordo com a sua participação, como voluntário, no projeto de pesquisa acima descrito.

\_\_\_\_\_ Local, \_\_\_\_\_ dia de \_\_\_\_\_ mês 20\_\_\_\_.

\_\_\_\_\_  
Assinatura do responsável  
\_\_\_\_\_  
Assinatura 1ª testemunha

\_\_\_\_\_  
Assinatura do resp. pelo projeto  
\_\_\_\_\_  
Assinatura 2ª testemunha

## Apêndice 2 – Pesquisa de preços em até três empresas.

Empresa	Produto	Preços (R\$)		
Equiplab /Mercado Livre/Loja Synth	Acetato de etila 1000ml	19,00	24,90	49,00
	NaCL 500 g	11,00	13,82	16,00
	Fosfato de Sódio Monobásico 500g	28,00	28,00	29,00
	Sulfato de zinco 500 g	38,00	24,00	35,41
CFCare/Cirúrgica Estilo/Lojalabs/Cirúrgica Lucena	Lâmina c/50 unidades	7,75	9,00	9,60
	Coletor material	48,00 (100un id 0,27cd)	0,53 cd	49,00
CFCare/Cirúrgica Estilo /RoniAlzi	Luva de látex Supermax 100unid	17,60	18,50	22,00
Prolab/CirurgicaEstilo/Daik	Centrifuga	2.303,00	3.388,00	4.100,00
Prolab/CirurgicaEstilo /Cirúrgica Lucena	Tubo para centrifuga	30,80		3,41(cd)
Prolab/Genesiscientifica/RoniAlzi	Pisseta 500ml	5,40	6,00	6,99
Prolab/CirurgicaEstilo/RoniAlzi	Pipeta Pasteur 15ml	41,00 (0,082 cd)	35,00	29,99
Prolab /Cirúrgica Lucena/Mercado livre	Pipetador	15,00	15,30	16,11
	Becker Graduado	11,80	8,00	15,00
Prolab/CirurgicaEstilo/RoniAlzi	Funil	4,00	6,00	9,50
Prolab /Balanças de precisão	Balança Eletrônica	965,00	1.190,00	2.900,00
Prolab/ RoniAlzi/AdriaLab	Densímetro de Vidro	74,00	85,00	110,00
Prolab/RoniAlzi/Delta	Provetas	7,00	7,02	10,05
Prolab/Loja Synth/Lojalab	Pinça de Morh	15,00	15,81	16,00
Cirúrgica Passos /Prolab /Netlab/ Cirúrgica Estilo/FarmPacheco	Gaze rolo	86,00	98,00	120,00
Cirúrgica Estilo /Cirúrgica Lucena/RoniAlzi	Álcool 70% (1L)	8,99	10,90	25,31
	Lâminulas 1000 unid	23,00	24,30	25,30
CirurgicaEstilo	Filme transparente	49,00	50,00	52,50
Kalunga /Mercado Livre	Papel toalha 1000unid	8,80	10,40	12,70
	Etiqueta 10 folhas	9,80	11,70	24,70
	Palitos (picolé)	4,00	4,70	6,80
RoniAlzi /Americanas/Kalunga/Netlab	Sacos transparentes 100unid	15,00	19,90	20,40
	Copo Becker	6,20	8,40	11,80
	Bastão em vidro	0,87	1,00	1,10
	Calice em vidro	18,00	24,00	24,50
	Vidro de relógio	1,48	2,18	2,60
	Cabo de Kolle	15,00	17,46	18,00
Bemed/Roster/	Microscópio	1.860,00	2.700,00	3.400,00
Outras Lojas	Termometro	36,00	41,00	48,00
	Tamiz	7,20	8,50	9,00
	Detergente Ypê	1,59	1,79	2,50
	Arame	6,90	8,00	9,99
	Mangueira de silicone	27,40	25,00	1,75(1m)
	Kit Kato Katz	960,00	1.000,00	1.500,00
	“Rabo de gato quente”	39,90	42,00	50,00
	Arame plástico	12,00	14,50	15,00

- Preços referentes a 2015.