

REVISTA
PARASITOLOGÍA
LATINOAMERICANA

Vol. 74/N° 3 – DICIEMBRE 2025

Versión: On-Line: 0719-6326



Órgano Oficial de la SOCHIPA



Órgano Oficial de la Federación
Latinoamericana de Parasitólogos



Órgano Oficial de la Red de Zoonosis

REVISTA
**PARASITOLOGÍA
LATINOAMERICANA**

Volumen 74/Nº 3 - 2025

On-Line: 0719-6326



Órgano Oficial de la SOCHIPA



Órgano Oficial de la Red de Zoonosis

Editor

Inés Zulantay (Chile)

Co-Editor

Werner Apt (Chile)

Editores Asociados

Carlos Landaeta (Chile)
Catalina Muñoz (Chile)
Fernando Fredes (Chile)
Jorge Gonzalez (Chile)
Marisa Torres (Chile)
Mauricio Canals (Chile)
Pedro E. Cattan (Chile)
Renzo Tassara (Chile)

Editores Adjuntos

Aldo Solari (Chile)	Ives Carlier (Bélgica)
Alejandro Llanos-Cueto (Perú)	Liliana Semenas (Argentina)
Alejandro Schijman (Argentina)	Luis Gil (Chile)
Ana Fliser (México)	Mario George Nascimento (Chile)
Anne Petavy (Francia)	Michael Miles (Alemania)
Arturo Ferreira (Chile)	Michel Tivarenck (Francia)
Benjamín Cimerman (Brasil)	Naftale Kats (Brasil)
Chris Schofield (Inglaterra)	Osvaldo Ceruzzi (Uruguay)
Claudio Lazzari (Argentina)	Patricia Muñoz (Chile)
David Botero (Colombia)	Patricio Torres (Chile)
David Gorla (Argentina)	Paulo Coelho (Brasil)
Felipe Guhl (Colombia)	Ramón Lazo (Ecuador)
Guillermo Denegri (Argentina)	Raúl Romero (México)
Héctor Alcaíno (Chile)	Santiago Mas-Coma (España)
Isabel Noemí (Chile)	Thomas Weitzel (Alemania)

Secretaria

Ana Zulantay

EDITORIAL

Convocatoria

Dra. Gemma Rojo Aravena

Presidenta Comité Organizador IV Congreso Chileno de Parasitología

Parasitología en diálogo: una invitación abierta al IV Congreso Chileno de Parasitología 2026

La Parasitología está presente mucho más allá de los laboratorios y de los artículos científicos. Está en la salud pública, en la clínica, en la producción animal, en la biodiversidad y en la forma en que prevenimos y respondemos a riesgos sanitarios que, muchas veces, se expresan de manera silenciosa pero persistente. Aun así, no siempre estos espacios dialogan entre sí con la fluidez y la rapidez que hoy se necesita.

En este contexto, la Sociedad Chilena de Parasitología invita a encontrarnos en el **IV Congreso Chileno de Parasitología**, los días **30 de septiembre, 1 y 2 de octubre de 2026**. Queremos que sea un espacio abierto y actual, donde converjan la academia y también quienes trabajan en salud humana y animal, equipos técnicos, estudiantes, instituciones públicas y todas las personas que necesitan estar al tanto de lo que la Parasitología hoy aporta a la salud y a la toma de decisiones.

En el congreso queremos poner en el centro desafíos contemporáneos de la disciplina asociados al **cambio climático, la reemergencia de zoonosis, la vigilancia de vectores, la seguridad alimentaria, la resistencia a antiparasitarios y las innovaciones diagnósticas**. En un país tan diverso como Chile, el cambio climático no afecta de la misma forma a todos los territorios, y tampoco a todas las especies: hospederos, vectores y parásitos responden de manera distinta según su ecología. Esta heterogeneidad nos obliga a mirar la parasitología con un enfoque integrador y actualizado, como el que propone Una Salud.

Junto con la presentación de resultados, este congreso busca promover conversación, intercambio y reflexión. Queremos favorecer el encuentro entre distintas miradas, generaciones y experiencias, reconociendo que la parasitología se construye tanto desde la investigación básica como desde el trabajo clínico, el monitoreo, la gestión sanitaria y la práctica profesional cotidiana.

La sede 2026 será la **Región de O'Higgins**, con la **Universidad de O'Higgins** como institución anfitriona. Esto ayudará a facilitar el encuentro entre comunidades científicas y profesionales de distintas zonas del país, fortaleciendo redes y colaboraciones.

Esta invitación se realiza con la convicción de que una difusión temprana permitirá una participación amplia y diversa, enriqueciendo la construcción del programa científico, cuyos lineamientos generales serán comunicados oportunamente.

Esperamos que el **IV Congreso Chileno de Parasitología 2026** sea un espacio de encuentro significativo, donde la Parasitología se piense con mirada actual, interdisciplinaria y con vocación pública, y donde todas y todos quienes trabajan, deciden o se ven afectados por estas problemáticas se sientan convocados a participar.

Un afectuoso saludo a todos.

Editorial	Página
IV Congreso Chileno de Parasitología	4
<i>Dra. Gemma Rojo Aravena</i>	
Artículos originales	
Título	
Caracterización molecular de <i>Trypanosoma cruzi</i> en triatominos domiciliados en los municipios La Guardia y El Torno, Santa Cruz, Bolivia.	6
<i>Esdenka Pérez-Cascales, Freddy Tinajeros-Guzmán, Víctor Manuel Sossa-Soruco, José Miguel Pizarro-Flores y Saúl Baron-Cervantes</i>	
Mortalidad por enfermedad de Chagas en Chile, 2007–2021: caracterización clínica y sociodemográfica de las defunciones.	18
<i>Franco Fernández-Guardiola, Natalia Vergara, Jorge Vilches, Diego Sandoval-Vargas, Inés Zulantay, Mauricio Canals, Kasim Allel</i>	
Implementación y verificación de técnicas coprológicas para el diagnóstico de enteroparásitos en la Facultad de Medicina, Universidad de Chile.	26
<i>Maximiliano Celis-Retamal, María Isabel Jercic, Inés Zulantay, Werner Apt, Franco Fernández</i>	
Reunión Científica Docente. SOCHIPA, 24 de octubre de 2025	
Resúmenes Trabajos Científicos Docentes	
Del seguimiento ambulatorio a la hospitalización: una transición crítica en la evolución de la enfermedad de Chagas.	46
<i>Franco Fernández-Guardiola, Claudia T. Codeço, Natalia Vergara, Christian García, Diego Sandoval-Vargas, Mauricio Canals, Kasim Allel</i>	
Positividad de toxoplasmosis en migrantes: un análisis de condiciones de higiene, sociodemográficas y habitacionales.	47
<i>Juan Pablo Ramírez, Paola Gazmuri, Inés Zulantay, Mauricio Canals, Diego Sandoval-Vargas, Franco Fernández-Guardiola</i>	
Implementación y verificación de técnicas coprológicas para el diagnóstico de enteroparásitos en la Facultad de Medicina, Universidad de Chile.	48
<i>Maximiliano Celis-Retamal, M. Isabel Jercic, Inés Zulantay, Werner Apt, Franco Fernández</i>	
Resúmenes Trabajos de Incorporación a la Sociedad Chilena de Parasitología	
Efectos de la inhibición de la adquisición y transporte de esteroles sobre la proliferación de parásitos coccídios en células endoteliales primarias de origen bovino.	49
<i>Camilo Larrazabal, Liliana MR Silva, Carlos Hermosilla, Anja Taubert</i>	
Un viejo y nuevo aliado en el diagnóstico parasitario: lecciones de la piroplasmosis equina sobre el valor orientador de los parámetros hematológicos y bioquímicos.	50
An Old and New Ally in Parasitic Diagnosis: Lessons from Equine Piroplasmosis on the Orienting Value of Hematologic and Biochemical Parameters	
<i>Juan Duaso, Alejandro Pérez-Ecija, Esther Martínez, Ana Navarro, Adelaida De Las Heras y Francisco J. Mendoza</i>	

Artículo original

Caracterización molecular de *Trypanosoma cruzi* en triatominos domiciliados en los municipios de La Guardia y El Torno, Santa Cruz, Bolivia.

Molecular characterization of *Trypanosoma cruzi* in residing triatomines in the municipalities of La Guardia and El Torno, Santa Cruz, Bolivia.

Esdenka Pérez-Cascales^{1,2*}, José Miguel Pizarro-Flores², Saúl Barón-Cervantes^{2,3}, Víctor Manuel Sossa-Soruco⁴ y Freddy Tinajeros-Guzmán^{1,5}

¹ Universidad Católica Boliviana San Pablo “UCB”. Santa Cruz, Bolivia.

² Laboratorio de Diagnóstico e Investigación BIOSCIENCE SRL. Santa Cruz, Bolivia.

³ Universidad Autónoma Gabriel René Moreno, Santa Cruz, Bolivia.

⁴ Gobierno Autónomo Departamental de Santa Cruz, Dirección de Recursos Naturales, Bolivia.

⁵ Fundación PRISMA en Bolivia.

*Autor de Correspondencia:
E-mail: esden.biogen@gmail.com
<https://orcid.org/0000-0001-7354-5499>

Recibido: 20 de Julio 2025
Aceptado: 10 de Diciembre 2025

RESUMEN

Objetivo. Determinar las DTUs de *Trypanosoma cruzi* que circulan en los triatomíos domiciliados en los municipios La Guardia y El Torno del departamento de Santa Cruz, Bolivia. **Métodos.** Los triatomíos fueron colectados mediante evaluaciones entomológicas. La detección de tripanosomatídos se la realizó por microscopía y tres métodos moleculares; la caracterización molecular se la realizó mediante la amplificación de un segmento de la región intergénica del gen mini-exón de *T. cruzi*. **Resultados.** Se colectaron 135 triatomíos de 27 viviendas: 62,96% en La Guardia y 37,04% en El Torno. Los índices de infestación fueron de 20% y 29% respectivamente. Las especies identificadas fueron 28,89% *Triatoma infestans*, presente en La Guardia y 71,11% *Triatoma sordida*, hallada en ambos municipios siendo el sitio de preferencia los gallineros (87,41%). Los índices de infección fueron diferentes según los cuatro métodos evaluados, siendo la MMPCR el más adecuado para detectar y caracterizar a *T. cruzi* a partir de los abdomenes de triatomíos. La Guardia presentó mayor índice de infección natural (10,59%) que El Torno (6%), por especie fue de 10,26% para *T. infestans* y del 8,33% para *T. sordida*. TcI fue la DTU más prevalente (83,33%) en ambas especies y solo en La Guardia se detectó el grupo de DTUs TcII/TcV/TcVI en *T. sordida* (16,67%). **Conclusiones.** Se confirma la circulación de las DTUs TcI y TcII/TcV/TcVI de *T. cruzi* en los triatomíos de ambos municipios. La coexistencia de *T. infestans* y *T. sordida* infectados en La Guardia podría aumentar el riesgo de transmisión de la enfermedad de Chagas. La presencia de *T. sordida* en ambientes domésticos es un fuerte indicio de domesticación de esta especie.

Palabras clave: DTUs, *Trypanosoma cruzi*, triatomíos domiciliados.

ABSTRACT

Objective. To determine the DTUs of *Trypanosoma cruzi* circulating in triatomines residing in the municipalities of La Guardia and El Torno in the department of Santa Cruz, Bolivia. **Methods.** Triatomine were collected through entomological surveys. Trypanosomatid detection was performed using microscopy and three molecular methods; molecular characterization was performed by amplification of a segment of the intergenic region of the *T. cruzi* mini-exon gene. **Results.** 135 triatomines were collected from 27 dwellings: 62.96% in La Guardia and 37.04% in El Torno. Infestation rates were 20% and 29% respectively. The identified species were 28.89% *Triatoma infestans*, present in La Guardia and 71.11% *Triatoma sordida*, found in both municipalities, with the preferred site being chicken coops (87.41%). Infection rates varied across the four methods evaluated, with MMPCR being the most suitable for detecting and characterizing *T. cruzi* from triatomine abdomens. La Guardia presented a higher rate of natural infection (10.59%) than El Torno (6%), by specie it was 10.26% for *T. infestans* and 8.33% for *T. sordida*. TcI was the most prevalent DTU (83.33%) in both species and only in La Guardia the TcII/TcV/TcVI DTU group was detected in *T. sordida* (16.67%). **Conclusions.** The circulation of DTUs TcI and TcII/TcV/TcVI of *T. cruzi* is confirmed in triatomines in both municipalities. The coexistence of infected *T. infestans* and *T. sordida* in La Guardia could increase the risk of Chagas disease transmission. The presence of *T. sordida* in domestic environments strongly indicates the domestication of this specie.

Keywords: DTUs, *Trypanosoma cruzi*, residing triatomines.

Introducción

Trypanosoma cruzi es un protozoo flagelado de la familia Trypanosomatidae, responsable de causar la enfermedad de Chagas⁽¹⁻²⁾. Esta enfermedad es endémica en 21 países de América⁽²⁾, siendo Bolivia el país con mayor prevalencia⁽³⁾ afectando diversas zonas geográficas, principalmente a las poblaciones de menor nivel socioeconómico⁽⁴⁾. Este protozoo se transmite a través de vectores, principalmente del género *Triatoma*, *Panstrongylus* y *Rhodnius* (Hemíptera; Reduviidae). Más de 150 especies de triatomíos son vectores de esta enfermedad, y más de 100 especies de mamíferos, en su mayoría silvestres, presentan la infección por *T. cruzi* en la naturaleza⁽⁵⁾.

Existen otras vías de transmisión, como la congénita, transfusional, trasplante de órganos y la ingestión de alimentos contaminados⁽⁶⁻⁷⁾. En Bolivia, el principal vector es *Triatoma infestans* conocido como vinchuca. Su endemismo cubre aproximadamente el 60% del territorio nacional, principalmente en ecorregiones de los valles secos interandinos y en las regiones secas de las tierras bajas; departamentos de Tarija, Chuquisaca y parcialmente Cochabamba, Santa Cruz, Potosí y La Paz⁽⁸⁻⁹⁾. En el departamento de Santa Cruz, 30 municipios se consideran endémicos para Chagas⁽¹⁰⁾. La caracterización genética de *T. cruzi* ha revelado una estructura poblacional altamente heterogénea, caracterizada por la variabilidad genética y diversidad fenotípica intraespecífica⁽¹¹⁻¹²⁾.

Actualmente se conocen siete unidades discretas de tipificación (DTUs, por sus siglas en inglés): TcI a TcVI, ⁽¹³⁾ y TcBat asociada a murciélagos, la cual se encuentra relacionada con TcI ⁽¹⁴⁻¹⁶⁾. La distribución geográfica de las DTUs es muy variada, en Sudamérica se identificaron todas las DTUs, en Norte América se han registrado principalmente TcI, TcII y TcIV, en Centroamérica principalmente TcI y TcIV ⁽¹⁷⁾. En Bolivia se han reportado las seis DTUs de *T. cruzi*: TcI circulando en vectores domésticos, silvestres, reservorios y personas con Chagas ⁽⁷⁾, TcI, TcV y TcVI se identificaron principalmente en *T. infestans* domésticos ^(18, 19), mientras que en *T. infestans* silvestres se encontraron TcI, TcII y TcIII ⁽²⁰⁾. Hasta el momento no hay reportes de la DTU TcIV en vectores o en reservorios naturales ⁽⁷⁾, en cambio en seres humanos se identificaron las DTUs: TcI, TcII, TcIV, TcV y TcVI, con predominio de TcI y TcV. ^(7, 12). La variabilidad genética de *T. cruzi* podría influir en la patogenicidad, en la respuesta inmune del hospedero y la eficacia del tratamiento. Conocer los DTUs predominantes en una región permite diseñar estrategias de control más efectivas y adaptadas a las características locales de la enfermedad ⁽¹²⁾. En Bolivia, los estudios sobre la caracterización molecular de *T. cruzi* son escasos, especialmente en el departamento de Santa Cruz.

La ausencia de información sobre las DTUs de *T. cruzi* circulantes en los triatomíos que colonizan las viviendas en los municipios de La Guardia y El Torno

limita la comprensión de la dinámica de transmisión y del riesgo epidemiológico de la enfermedad de Chagas en estas áreas. En este contexto, el presente estudio constituye la primera investigación realizada en dichos municipios y tuvo como objetivo determinar las DTUs de *T. cruzi* circulantes en triatomíos domiciliados colectados en los municipios de La Guardia y El Torno del departamento de Santa Cruz, Bolivia.

Materiales y métodos

Área de estudio

Los triatomíos fueron colectados de 78 viviendas ubicadas en las comunidades de Cañaveral II y Basilio del municipio de La Guardia y 37 viviendas de las comunidades de Betanzos, Cañada II, Villa Tumavi, Tiquipaya y Villa Florida del municipio El Torno. Estos dos municipios corresponden al Área metropolitana de Santa Cruz de la Sierra (**Figura 1, Tabla S1**). Se colectaron un total de 135 triatomíos durante los meses de marzo a septiembre del año 2024. Los triatomíos fueron colectados mediante campañas de evaluación entomológica realizadas por los técnicos municipales del Programa Chagas. El método utilizado por el personal técnico fue la búsqueda activa de triatomíos en el perí e intradomicilio.



Figura 1. Mapa de ubicación de las comunidades de La Guardia y El Torno
Fuente: Elaboración Víctor M. Sossa-Soroco, 2025.

Identificación morfológica de los triatomíos

La identificación de especie, determinación del sexo y los estadios evolutivos fueron realizados siguiendo las claves taxonómicas de Lent y Wygodzinsky (21).

Análisis parasitológico mediante el método tradicional por microscopía

La detección de la presencia de *Trypanosoma sp.*, se realizó a partir de la observación directa de las heces de los triatomíos utilizando un microscopio óptico de contraste de fase (Carl Zeiss PrimoStar 3, China). Posteriormente se realizó la disección del abdomen de cada triatomino para los análisis moleculares y se conservaron a -20°C.

Extracción del ADN

Se realizó la extracción y purificación del ADN de los parásitos a partir de los abdómenes de los triatomíos colectados vivos y muertos con el fin de poder abarcar el tubo digestivo completo, el contenido estomacal y linfa de los triatomíos. El ADN fue extraído y purificado utilizando el kit comercial NucleoSpin TriPrep (Macherey-Nagel, Alemania), siguiendo las instrucciones del fabricante con algunas modificaciones realizadas para el presente estudio: se añadió a cada muestra 20 ul de Proteinasa K de Biomiga (25 mg/ml), se incubaron las muestras en movimiento a 56°C durante 30 minutos, posteriormente se realizó una centrifugación a 6.700 g durante 3 minutos para separar el tejido sin digerir y se prosiguió con el protocolo que indica el fabricante. Para confirmar la integridad del ADN extraído se realizó electroforesis en geles de agarosa al 1% (Cleaver Scientific, Rudby, UK), utilizando el colorante GelRed Nucleic Acid Stain 10,000x Water (MEMD Millipore Corp., USA).

Detección y caracterización molecular de las DTUs de *T. cruzi* mediante PCR

Se realizó la amplificación de una región de la subunidad menor 18S del gen ribosomal (SSU ADNr) con los partidores TRY927/SSU561 (22); luego se amplificó una región variable del kinetoplasto (ADNk) con los partidores S35/S36 (23) y, por último, para determinar los grupos de las DTUs, se amplificó la región intergénica del gen mini-exón como marcador molecular de tipificación mediante una PCR Multiplex (MMPCR), de acuerdo a las condiciones descritas por Fernandes et al. (24) con algunas modificaciones (25, 19). Para la caracterización mediante MMPCR se utilizó el Kit HotStarTaq Master Mix (Qiagen, Alemania), conteniendo 0,4 μM de cada partidor, 5 μL de ADN fue amplificado en 25 μL de volumen final de reacción. Las condiciones

de amplificación fueron las siguientes: desnaturalización inicial a 95 °C por 15 minutos, siguiendo 40 ciclos de desnaturalización a 94 °C por 30 segundos, alineación a 50 °C por 30 segundos, extensión a 72 °C por 30 segundos y una extensión final a 72 °C durante 7 minutos. Se utilizó el ciclador magnético BioMolecular Systems modelo Mic (Co-Diagnostics Inc., Salt Lake City, USA). Los amplicones fueron separados mediante electroforesis en geles de agarosa al 3 % en solución TAE 1X y colorante GelRed, se utilizó un marcador de peso molecular de 100 pb (Thermo Scientific, Lithuania) y buffer de carga TriTrack Loading Dye 6X (Thermo Scientific, Lithuania), la visualización de las bandas de ADN se la realizó en un transiluminador de luz azul (NIPPON Genetics EUROPE). Los tamaños de los productos de PCR esperados fueron: 200 pares de bases (pb) para TcI, 250 pb para el grupo TcII/TcV/TcVI, 150 pb para el grupo TcIII/TcIV y 100 pb para *T. rangeli*.

Análisis de datos

El índice de infestación domiciliar o de vivienda (IIV%) se calculó como el porcentaje de viviendas infestadas con triatomíos respecto del total de viviendas inspeccionadas. El índice Trypano-Triatomínico (ITT%) se estimó dividiendo el número de triatomíos positivos a tripanosomátidos entre el total de triatomíos examinados, multiplicando el resultado por 100. Los análisis estadísticos fueron de tipo descriptivo e inferencial, se realizaron mediante el programa estadístico Epi Info 7.2.5.0 para epidemiología desarrollado por los Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades (CDC), Atlanta, Georgia. Para la elaboración de la base de datos se utilizó el programa Microsoft Excel® 2016.

Resultados

Presencia y distribución de los triatomíos colectados en ambos municipios

Se evaluaron 115 viviendas en los municipios de La Guardia (n=78) y El Torno (n=37), detectándose infestación por triatomíos en el 23,5% del total. El índice de infestación de vivienda (IIV%) fue del 20% para La Guardia y del 29% para El Torno. En total se colectaron 135 especímenes, de los cuales el 62,96% procedieron de La Guardia y el 37,04% de El Torno (**Tabla S2**). Estos resultados evidencian la presencia de triatomíos en ambos municipios, con una mayor cantidad de especímenes colectados en La Guardia, mientras que El Torno presentó una mayor proporción de viviendas infestadas. Es importante resaltar que las viviendas de las comunidades en estudio fueron inspeccionadas de acuerdo a reportes de presencia de triatomíos por parte de los pobladores; por lo tanto, no por lo tanto, no fueron inspeccionadas la totalidad de

las viviendas de cada comunidad. Se identificaron dos especies de triatominos: *Triatoma infestans* y *Triatoma sordida*. La especie *T. infestans* representó el 28,89% (39/135; IC95%: 21,42–37,31) de los ejemplares colectados, todos procedentes del peridomicilio de viviendas del municipio de La Guardia, sin registros en El Torno, esto no significa que *T. infestans* no se halle distribuida en este municipio. Por otro lado, *T. sordida* fue la especie predominante con el 71,11% (96/135; IC95%: 62,69–78,58) de los especímenes colectados, el 2,08% (2/96)

se capturó en el intradomicilio y el 97,91% (94/96) en el peridomicilio. Del total de los triatominos, el 98,52% (133/135; IC95%: 94,75–99,82) fueron capturados en el peridomicilio, evidenciando una marcada preferencia de ambas especies por este hábitat. De los 96 especímenes de *T. sordida*, el 47,92% (46/96) (IC95%; 37,61–58,36) pertenecen a La Guardia y 52,08% (50/96) (IC95%; 41,64–62,39) al municipio de El Torno (**Tabla N°1**). No hay diferencias significativas entre las proporciones de *T. sordida* de La Guardia y El Torno ($p=0,683$).

LA GUARDIA	<i>T. infestans</i>	<i>T. sordida</i>	f _i	%	IC95%
Basilio	31 (79,49%)	26 (27,08%)	57	42,22%	33,78-51,02
Cañaveral II	8 (20,51%)	20 (20,83%)	28	20,74%	14,25-28,56
EL TORNO					
Betanzo	0	11 (11,46%)	11	8,15%	4,14-14,11
Cañada II	0	28 (29,17%)	28	20,74%	14,25-28,56
Tiquipaya	0	3 (3,13%)	3	2,22%	0,46-6,36
Villa Florida	0	6 (6,25%)	6	4,44%	1,65-9,42
Villa Tumavi	0	2 (2,08%)	2	1,48%	0,18-5,25
Total	39	96	135	100,00%	

Tabla 1. Frecuencia de triatominos domiciliados colectados por comunidad

f_i: Frecuencia absoluta

IC95%: Intervalo de confianza para una proporción del 95%

Se observó diferencias entre *T. infestans* y *T. sordida* en cuanto a la estructura poblacional según sexo y estadio ninfal (**Tabla S3**). *T. sordida* presentó mayor abundancia (96/135), con predominio de ninfas N5 (34/96) y de machos (31/96). En contraste, *T. infestans* (39/135) mostró una distribución más homogénea con predominio de ninfas N4 (11/39) y proporciones iguales entre hembras (7/39) y ninfas N5 (7/39). No se incluyeron en el estudio las ninfas N1 de ambas especies debido a su reducido tamaño y a que la mayoría eclosionó a partir de huevos presentes en los frascos de colecta. Respecto a la cantidad total de triatominos colectados por sitio de captura (paredes intra/peri, gallineros, corrales y otros) en ambos municipios, se observó que los gallineros (87,41%) (IC 95%; 80,61-92,49), concentran la gran mayoría de los triatominos, en los demás sitios se colectaron en muy baja cantidad (**Tabla S4**). De la misma manera al analizar la distribución de los datos por especie (**Tabla S5**), observamos que *T. sordida* está presente en todos los sitios en bajos porcentajes y con predominancia en gallineros (86,46%), así mismo *T. infestans* también tiene preferencia por los gallineros (89,74%).

Detección de *T. cruzi* mediante microscopía y PCR

Los índices de infección natural por tripanosomátidos conocidos como Índice Trypano-Triatomínico (ITT%) se obtuvieron mediante los cuatro métodos

empleados para la detección del parásito. Los resultados muestran variabilidad en la detección de tripanosomátidos según el método utilizado. Los métodos moleculares PCR S35/S36 y PCR TRY927/SSU56 detectaron una mayor proporción de infecciones en comparación con la MMPCR y la microscopía, la cual presentó el menor ITT (**Tabla N°2**). Estos datos varían de acuerdo a la sensibilidad y especificidad que presenta cada método y a la presencia de inhibidores en el caso de los métodos moleculares. El municipio de La Guardia presentó mayor índice de infección natural por tripanosomátidos, de acuerdo con los métodos moleculares PCR TRY927/SSU561 y PCR S35/S36 frente a la MMPCR y la microscopía tradicional. En El Torno los índices fueron menores (**Tabla N°3**). En cuanto a la detección de tripanosomátidos por especie de triatomino y método (**Tabla N°4**), se observó que por microscopía y por los métodos moleculares PCR S35/S36 y MMPCR, las diferencias observadas no fueron estadísticamente significativas ya que ambas especies presentaron porcentajes similares en la detección. Sin embargo, con el método PCR TRY927/SSU561 se obtuvo un alto porcentaje de positivos en *T. infestans* en comparación a *T. sordida*, observándose diferencia estadísticamente significativa (**Tabla N°4**). Aunque se capturaron menor cantidad de *T. infestans*, los resultados muestran mayor circulación de tripanosomátidos en esta especie que en *T. sordida*.

Método	Positivos	ITT (%)	IC 95%
Microscopía	11/135	8,15%	4,18 - 14,17
PCR TRY927/SSU56	22/135	16,30%	10,79 – 23,65
PCR S35/S36	16/135	11,85%	7,11 – 18,07
MMPCR	12/135	8,89%	4,78 – 14,45

Tabla 2. Índice de infección natural por tripanosomátidos (ITT) según método diagnóstico
IC95%: Intervalo de confianza para una proporción del 95%

Municipio	Microscopía n=135		PCR TRY927/SSU561 n=135		PCR S35/S36 n=135		MMPCR n=135	
	fi	%	fi	%	fi	%	fi	%
LA GUARDIA								
Negativo	77	90,59%	64	75,29%	72	84,70%	76	89,41%
Positivo	8	9,41%	21	24,71%	13	15,3%	9	10,59%
No se hizo	0	0,00%	0	0,00%	0	0,00%	0	0,00%
EL TORNO								
Negativo	45	90%	49	98%	47	94%	47	94%
Positivo	3	6%	1	2%	3	6%	3	6%
No se hizo	2	4%	0	0,00%	0	0,00%	0	0,00%

Tabla 3. Detección de infección natural por tripanosomátidos según los cuatro métodos aplicados por municipio
fi: Frecuencia absoluta IC95%: Intervalo de confianza para una proporción del 95%

Método de detección	<i>T. infestans</i>	<i>T. sordida</i>	OR (IC95%; menor-mayor)	X2*	p Value
Microscopía	7,69 (3/39)	8,33 (8/96)	0,92 (0,24 – 3,49)	0,02	0,88
PCR TRY927/SSU561	35,90% (14/39)	8,33% (8/96)	6,16 (2,41 – 15,8)	13,3	0,0003
PCR S35/36	15,38% (6/39)	10,42% (10/96)	1,56 (0,55 – 4,38)	0,73	0,39
MMPCR	10,26%(4/39)	8,33 (8/96)	1,26 (0,38 – 4,15)	0,12	0,73

Tabla 4. Comparación entre microscopía y los métodos moleculares para la detección de tripanosomátidos en *T. infestans* y *T. sordida* *X2: Chi cuadrado

Para la detección específica de *T. cruzi*, se consideró solo los resultados del método molecular MMPCR ya que este método no solo detecta, sino que también caracteriza de manera rápida los grupos de DTUs de *T. cruzi*. Esto debido a que, tanto el método tradicional por microscopía, el cual demostró ser el menos sensible y el método PCR TRY927/SSU561 no son específicos para detectar a *T. cruzi* y no permiten caracterizar las DTUs, aunque este último presentó el índice más alto de positividad. Sin embargo, la PCR S35/S36 muestra mayor sensibilidad que la MMPCR, si permite identificar a *T. cruzi*, pero no caracteriza las DTUs, por lo tanto, consideramos que no podría utilizarse como método de “screening” en la vigilancia entomoparasitológica de triatominos.

Es así, que la prevalencia de *T. cruzi* en los triatominos colectados en los municipios de La Guardia y El Torno determinada por MMPCR fue de 8,89%. En cuanto a la procedencia de los triatominos

positivos de la especie *T. infestans*, un espécimen corresponde a la comunidad Basilio y tres a la comunidad Cañaveral II, ambas pertenecientes al municipio de La Guardia.

Y de la especie *T. sordida*, cinco especímenes positivos provenían de la comunidad Basilio (La Guardia) y tres del municipio de Tiquipaya (El Torno).

Identificación de las DTUs de *T. cruzi*

Se identificó TcI como la DTU más prevalente con el 83,33% (10/12) (IC95%; 51,59-97,91) para ambos municipios; así mismo, esta DTU fue identificada en cuatro individuos de *T. infestans* y en seis de *T. sordida*.

El grupo de DTUs TcII/TcV/TcVI con el 16,67% (2/12) (IC95%; 2,09-48,41) fue identificado solo en el municipio de La Guardia y en la especie *T. sordida* (**Tabla N° 5**).

Municipio/Localidad	Sitio	Especie	Sexo/Estadio	DTUs
LA GUARDIA				
Basilio	Peri (Gallinero)	<i>T. infestans</i>	N3	TcI
	Peri (Gallinero)	<i>T. sordida</i>	M	TcII/TcV/TcVI
	Peri (Gallinero)	<i>T. sordida</i>	M	TcII/TcV/TcVI
	Peri (Pared)	<i>T. sordida</i>	H	TcI
	Peri (Gallinero)	<i>T. sordida</i>	H	TcI
	Peri (Gallinero)	<i>T. sordida</i>	M	TcI
Cañaveral II	Peri (Gallinero)	<i>T. infestans</i>	N5	TcI
	Peri (Gallinero)	<i>T. infestans</i>	N5	TcI
	Peri (Gallinero)	<i>T. infestans</i>	N2	TcI
EL TORNO				
Tiquipaya	Intra (Pared)	<i>T. sordida</i>	H	TcI
	Intra (Pared)	<i>T. sordida</i>	M	TcI
	Peri (Gallinero)	<i>T. sordida</i>	N5	TcI

Tabla 5. DTUs identificadas en los triatominos domiciliados por municipio

Discusión

Los resultados del estudio muestran que ambos municipios El Torno y La Guardia poseen altos índices de infestación domiciliaria. Cabe resaltar que las viviendas han sido inspeccionadas de acuerdo a las “denuncias” por parte de los pobladores, lo que genera un sesgo en la determinación de los índices de infestación. Por otro lado, se ha demostrado que la participación comunitaria es efectiva en la vigilancia vectorial (26-27). En comunidades con una tasa de infestación domiciliaria superior al 8% presentan alta seroprevalencia en la población (28), por lo que suponemos que una situación similar se estaría dando en las comunidades estudiadas, si tomamos en cuenta que la infestación intradomicilio reportada para El Torno en el año 2023 fue del 6.7% (10).

Las especies de triatominos encontrados en las viviendas fueron *T. infestans* (28,89%) colectada solo en La Guardia y *T. sordida* (71,11%) colectada en ambos municipios, donde, además, esta especie fue predominante en los dos municipios estudiados. Ambas especies se encontraron en el peridomicilio; sin embargo, *T. sordida* fue hallada también en el intradomicilio en un bajo porcentaje (2,08%). Históricamente *T. infestans* ha sido reportada como la especie vectora más importante en áreas domiciliares de Bolivia (29-30). Sin embargo, la predominancia observada de *T. sordida*, colectada incluso en intradomicilio, concuerda con otros estudios donde los autores describen que esta especie, tradicionalmente silvestre, está ampliando su rango ecológico hacia ambientes más antropizados (31-33).

El sitio de mayor preferencia por ambas especies fueron los gallineros (87,41%). Sin embargo, *T. sordida* también se encontró en paredes del peridomicilio, en corrales y en paredes del intradomicilio en menor cantidad. Los gallineros, son

hábitats clave para el mantenimiento de poblaciones de triatominos, proporcionando fuentes de alimentación constante y micro hábitats favorables para la colonización (34-35).

Nuestros resultados sugieren el establecimiento de colonias de ambas especies en el peridomicilio. Se observó que *T. infestans* y *T. sordida* pueden coexistir en el mismo nicho “gallineros” con disposición de alimento en todo momento, lo cual permite la ocupación simultánea, minimizando la competencia interespecífica (36-37). Así mismo, se encontraron ninfas en mayor proporción que insectos adultos para *T. infestans*; esto es un indicador de colonización activa en el peridomicilio, con reproducción local y riesgo sostenido de transmisión vectorial (38). En cambio, para *T. sordida* se observó iguales proporciones entre insectos adultos y ninfas, lo que sugiere la formación de colonias en el peridomicilio, así como la posible invasión de insectos silvestres adultos atraídos por la luz de las viviendas (39). Este comportamiento es característico de especies con hábitos más silvestres, que tienden a colonizar de forma más esporádica los espacios antropogénicos (40). La atracción de insectos adultos por la luz artificial ha sido descrita como un mecanismo relevante en la dispersión pasiva de triatominos hacia ambientes humanos, facilitando su ingreso a viviendas y contribuyendo a la infestación (41).

Para la detección de *T. cruzi* se utilizaron cuatro métodos y se determinó que por microscopía óptica se obtiene un menor ITT debido a que no se pueden analizar los insectos que llegan muertos al laboratorio. Este es un método menos sensible y no es específico, que depende de la experiencia del observador, limitación que ya ha sido reportada en otros estudios donde comparan métodos parasitológicos y moleculares, siendo estos últimos más adecuados para estudios de vigilancia epidemiológica (42-43).

Los métodos moleculares empleados en el presente estudio muestran resultados más sensibles y específicos que la microscopía, aunque con porcentajes de detección diferentes. Además, varían de acuerdo a factores tales como: el tipo de muestra del insecto colectado vivo o muerto (heces, tubo digestivo o abdomen completo), a la región blanco a los que van dirigidos los partidores, a los inhibidores presentes en la muestra y la posible generación de bandas inespecíficas que pueden llegar a enmascarar y confundir en la lectura de los resultados en la electroforesis. Estos factores que influyen en los resultados han sido ampliamente documentados, especialmente cuando se trabaja con material biológico degradado o con alto contenido de polisacáridos y proteínas que interfieren con la amplificación del ADN⁽⁴³⁾.

La DTU más prevalente en ambos municipios fue TcI con el 83,33%. Esta DTU fue detectada en *T. infestans* del peridomicilio y en mayor proporción en *T. sordida* del intra y peridomicilio. Esta reportado que TcI es la DTU más abundante y puede hallarse tanto en ambientes domésticos como silvestres^(11, 20), lo que concuerda con nuestros hallazgos, por lo que podemos proponer la hipótesis de que al ser *T. sordida* un triatomino de hábitos silvestres y que cada vez más se va adaptando a los ambientes domésticos debido a la destrucción de su hábitat natural por el crecimiento urbano, estos insectos son atraídos por la luz de las viviendas y el fácil acceso al alimento que ofrecen los gallineros, los cuales además les brindan refugio y calor a los triatominos, que son condiciones óptimas para el establecimiento de colonias y de esta manera podría establecerse la interacción entre los ciclos doméstico y silvestre con circulación de parásitos entre vectores y hospederos como lo mencionan distintos estudios^(31-33, 41).

El grupo de DTUs TcII/TcV/TcVI fue detectado en La Guardia en una menor proporción 16,66% y, solamente en adultos de *T. sordida* colectados en los gallineros. Este grupo de DTUs se halla mayormente en ambientes domésticos^(11, 19), lo que se podría suponer que en el ciclo doméstico de *T. cruzi* estén participando como reservorios animales domésticos como los perros y personas con la enfermedad de Chagas.

Es importante resaltar que en el municipio de La Guardia coexisten *T. infestans* y *T. sordida*, lo que podría aumentar la diversidad genética de *T. cruzi*^(15, 45) aumentando el riesgo para la población de estas comunidades. Por último, basados en los resultados de nuestro estudio, se sugiere utilizar la MMPCR como método de “screening” y de tipificación rápida a partir de muestras de abdomen completo, método recomendado para la caracterización rápida de *T. cruzi*^(19, 20, 44), considerando que para extraer ADN del parásito a partir de los abdómenes completos de los

triatominos se debe hacer énfasis en los pasos de lisis y digestión, eliminando residuos no digeridos que pudieran sobrecargar o tapar las columnas de sílice, arrastrar inhibidores y posible generación de bandas inespecíficas.

Conclusiones

Existe alta infestación peridomiciliaria en los municipios de La Guardia y el Torno con predominio de *T. sordida* y como sitio de preferencia los gallineros tanto para *T. infestans* como para *T. sordida*, entorno que favorece el establecimiento de colonias. En los triatominos, los métodos moleculares detectaron más infecciones por tripanosomátidos que la microscopía, siendo, la MMPCR el método que presentó mayor especificidad y menos interferencias; por tal razón, se recomienda usar este método para la detección y rápida caracterización molecular de *T. cruzi* a partir de abdómenes completos del vector. *T. cruzi* se encuentra circulando en ambas especies y en ambos municipios, sin embargo, es mayor la circulación del parásito en *T. infestans* con relación a *T. sordida*. Predomina la circulación de la DTU TcI en ambas especies; el grupo TcII/TcV/TcIV fue detectado en menor proporción solo en *T. sordida*, no se detectó en *T. infestans*, talvez debido al reducido número de especímenes. La coexistencia de ambas especies de triatominos en el municipio de La Guardia sugiere un mayor riesgo epidemiológico ya que permiten la circulación de diferentes DTUs de *T. cruzi* aumentando el riesgo de transmisión. La incursión y presencia establecida de *T. sordida* en ambientes domésticos podría estar relacionada con la destrucción de su hábitat natural debido al crecimiento urbano en las zonas del estudio.

Agradecimientos

A la Dra. Mayda E. Morales S. Responsable Departamental Programa Chagas, al Téc. Sr. Javier Campos Ch., Red Andrés Ibáñez, Programa Chagas; Dr. José F. Balladares H., Téc. Erwin Chávez C., Téc. Salomón Reyes F., Téc. José D. Urgel F., Programa Epidemiología y Zoonosis de La Guardia; Lic. Lusleidy Alcoba C. y, a su equipo técnico, del Programa de Vigilancia Epidemiológica de El Torno, quienes participaron en la coordinación y realización de las evaluaciones entomológicas en ambos municipios.

A la Dra. Jenny Telleria, al Dr. Etienne Waleckx y al Dr. Jean Mathieu Bart del IRD (Institut de recherche pour le développement) por la colaboración con los insumos, reactivos y la donación del equipo de electroforesis para el estudio.

Material Suplementario

Municipio	Localidad	X	Y
El Torno	Tiquipaya	-18.095316	-63.450569
	Villa Tumavi	-18.097085	-63.342064
	Cañada II	-18.203534	-63.294285
	Villa Florida	-18.565473	-63.381101
	Betanzos	-18.531846	-63.271869
	Basilio	-18.033313	-63.166524
La Guardia	Cañaveral II	-18.209747	-63.145147

Tabla S1. Ubicación GPS de las localidades de El Torno y La Guardia

X: Longitud; Y: Latitud

Municipio	Nº Viviendas evaluadas	Nº viviendas positivas (ID %)	Nº triatominos colectados	% triatominos (IC 95%)
La Guardia	78	16 (20,5%)	85	62,96 % (54,23 – 71,11)
El Torno	37	11 (29,7%)	50	37,04 % (28,89 – 45,77)
Total	115	27 (23,5%)	135	100 %

Tabla S2. Presencia de triatominos y número de especímenes recolectados en viviendas de La Guardia y El Torno

ID %: Índice de Infestación Domiciliaria

IC95%: Intervalo de confianza para una proporción del 95%

Sexo/Estadio	<i>T. infestans</i>	%	<i>T. sordida</i>	%
Hembra	7	17,95%	17	17,71%
Macho	6	15,38%	31	32,29%
N5	7	17,95%	34	35,42%
N4	11	28,21%	6	6,95%
N3	5	12,82%	4	4,17%
N2	3	7,69%	4	4,17%
Total	39	100%	96	100%

Tabla S3. Distribución de los triatominos capturados según sexo y estadios ninfales

Sitio de captura	Fi	%	IC 95%
Paredes intradomicilio	2	1,48%	0,18-5,25
Paredes peridomicilio	6	4,44%	1,65-9,42
Corrales	3	2,22%	0,46-6,36
Gallineros	118	87,41%	80,61-92,49
Otros sitios peridomicilio	6	4,44%	1,65-9,42
Total	135	100%	

Tabla S4. Frecuencia de triatominos colectados por sitio en ambos municipios

fi: Frecuencia absoluta

IC95%: Intervalo de confianza para una proporción del 95%

Sitio de captura	<i>T. sordida</i> (n=96)	%	<i>T. infestans</i> (n=96)	%
Paredes intradomicilio	2	2,08%	0	0%
Paredes peridomicilio	6	6,25%	0	0%
Corrales	3	3,13%	0	0%
Gallineros	83	86,46%	35	89,74%
Otros sitios peridomicilio	2	2,08%	4	10,26%
Total	96	100%	39	100%

Tabla S5. Distribución de los triatominos domiciliados por especie y sitio de captura

Referencias

1. Bern C, Messenger A, Whitman J, Maguire J. Chagas Disease in the United States: a Public Health Approach. *Clinical Microbiology Reviews*. 2020;33(1):1-42.
<https://doi.org/10.1128/cmr.00023-19>
2. Pérez J, Molina I. Chagas disease. *The Lancet*. 2018;381:82-94.
[https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(17\)31612-4](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(17)31612-4)
3. Rassi Jr A, Rassi A, Marin J. Chagas disease. *The Lancet*. 2010;375:1388-1402.
[https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(10\)60061-X](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(10)60061-X)
4. Araujo T, Medrano N. Chagas disease in Bolivia: a brief review of the urban phenomena. *Rev. Biomed.* 2009;20:236-244.
<http://www.revbiomed.uady.mx/pdf/rb092038.pdf>
5. Coura J, Viñas P. Chagas disease: a new worldwide challenge. *Nature*. 2010;465:S6–S7.
<https://doi.org/10.1038/nature09221>
6. Toso A, Vial F, Galanti N. Transmisión de la enfermedad de Chagas por vía oral. *Revista médica de Chile*. 2011;139:258-266.
<http://dx.doi.org/10.4067/S0034-98872011000200017>
7. Pérez-Cascales E, Tellería J. *Trypanosoma (Schizotrypanum) cruzi*: una revisión sobre lo que se conoce hasta el momento en Bolivia. *Revista Argentina de Parasitología*. 2024;13(2):13–24.
<http://www.revargparasitologia.com.ar/ojs/index.php/rap/article/view/69>
8. Noireau F. La enfermedad de Chagas y sus particularidades epidemiológicas en Bolivia. En: La enfermedad de Chagas en Bolivia Conocimientos científicos al inicio del Programa de Control (1998 - 2002). Institut de Recherche pour le Développement; 1999. p. 17-47.
https://horizon.documentation.ird.fr/exl-doc/pleins_textes/divers11-09/010017959.pdf
9. López M, Toledo R. Prevalencia de la Enfermedad de Chagas entre 15-45 años que acuden al Hospital de Capinota. *Gaceta Médica Boliviana*. 2015;38(2): 76-77.
10. Programa Nacional de Enfermedades Transmitidas por Vectores (ETVs), Ministerio de Salud y Deportes del Estado Plurinacional de Bolivia. Plan Nacional de acción de Entomología y Manejo Integrado de Vectores Bolivia 2023-2025. La Paz, Bolivia: Gobierno de Bolivia; 2023. Publicación Nro.: 557.
11. Brenière SF, Waleckx E and Barnabé C. Over Six Thousand *Trypanosoma cruzi* Strains Classified into Discrete Typing Units (DTUs): Attempt at an Inventory. *PLOS Neglected Tropical Diseases*. 2016;10(8):e0004792.
<https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0004792>
12. Araujo M, Diniz G, Diniz B, Sales P, Silva M, Araujo C, et al. New insights into *Trypanosoma cruzi* genetic diversity, and its influence on parasite biology and clinical outcomes. *Frontiers in Immunology*. 2024;15:1342431.
<https://doi.org/10.3389/fimmu.2024.1342431>
13. Zingales B, Andrade SG, Briones MR, Campbell DA, Chiari E, Fernandes O, et al. Second Satellite Meeting. A new consensus for *Trypanosoma cruzi* intraspecific nomenclature: second revision meeting recommends TcI to TcVI. *Mem Inst Oswaldo Cruz*. 2009;104(7):1051-1054.
<https://doi.org/10.1590/s0074-02762009000700021>
14. Lima L, Espinosa O, Ortiz P, Trejo J, Carranza J, Pinto C, et al. Genetic diversity of *Trypanosoma cruzi* in bats, and multilocus phylogenetic and phylogeographical analyses supporting Tcbat as an independent DTU (discrete typing unit). *Acta Tropica*. 2015;151:166-177.
<https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2015.07.015>
15. Zingales B, Miles M, Campbell D, Tibayrenc M, Macedo A, Teixeira M, et al. The revised *Trypanosoma cruzi* subspecific nomenclature: Rationale, epidemiological relevance and research applications. *Infection, Genetics and Evolution*. 2012;12:240-253.
<https://doi.org/10.1016/j.meegid.2011.12.009>
16. Gonçalves-Santana RA. Caracterização genética de *Trypanosoma cruzi* em pacientes com doença de Chagas crônica, no estado do Amazonas, Brasil [Tesis de Maestría]. Manaus: Universidade do Estado do Amazonas; 2013.
<https://pos.uea.edu.br/data/area/dissertacao/downoad/19-8.pdf>
17. Zingales B, Bartholomeu D. *Trypanosoma cruzi* genetic diversity: impact on transmission cycles and Chagas disease. *Mem Inst Oswaldo Cruz*. 2022;117:1-11.
<https://doi.org/10.1590/0074-02760210193>
18. Breniere SF, Bosseno MF, Telleria J, Carrasco R, Vargas F, Yaksic N, et al. Field application of polymerase chain reaction diagnosis and strain typing of *Trypanosoma cruzi* in Bolivian triatomines. *Am J Trop Med Hyg*. 1995;53(2):79-184.
<https://doi.org/10.4269/ajtmh.1995.53.1.179>
19. Perez E, Monje M, Chang B, Buitrago R, Parrado R, Barnabé C, et al. Predominance of hybrid discrete typing units of *Trypanosoma cruzi* in domestic *Triatoma infestans* from the Bolivian Gran Chaco region. *Infection, Genetics and Evolution*. 2013;13:116–123.
<https://doi.org/10.1016/j.meegid.2012.09.014>
20. Breniere S, Aliaga C, Waleckx E, Buitrago R, Salas R, Barnabé C, et al. Genetic Characterization of *Trypanosoma cruzi* DTUs in Wild *Triatoma infestans* from Bolivia: Predominance of TcI. *PLoS Negl Trop Dis*. 2012;6

- (5):e1650.
<https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0001650>
21. Lent H, Wygodzinsky P. Revision of the Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) and their significance as vector of Chagas disease. Bull Am Mus Nat Hist 1979; 163:127-250.
<https://digitallibrary.amnh.org/items/bd3753d6-52a5-40bb-9911-f4330439547d>
22. Smith A, Clark P, Averis S, Lymbery AJ, Wayne AF, Morris KD, et al. Trypanosomes in a declining species of threatened Australian marsupial, the brush-tailed bettong *Bettongia penicillata* (Marsupialia: Potoroidae). Parasitology, 2008;135(11),1329–1335.
<https://doi.org/10.1017/S0031182008004824>
23. Higuera-Gelvez A. Diagnóstico de *Trypanosoma cruzi* en muestras de sangre y suero por métodos serológicos y moleculares [Tesis de grado]. Bogotá: Universidad de los Andes; 2005.
<https://repositorio.uniandes.edu.co/entities/publication/b4c050ff-6c76-4b23-8a08-b7782f37d486>
24. Fernandes O, Santos S, Cupolillo E, Mendonca B, Derre R, Junqueira AC, et al. A miniexon multiplex polymerase chain reaction to distinguish the major groups of *Trypanosoma cruzi* and *T. rangeli* in the Brazilian Amazon. Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg. 2001;95:97–99.
[https://doi.org/10.1016/s0035-9203\(01\)90350-5](https://doi.org/10.1016/s0035-9203(01)90350-5)
25. Aliaga C, Brenière SF, Barnabé C. Further interest of miniexon multiplex PCR for a rapid typing of *Trypanosoma cruzi* DTU groups. Infect. Genet. Evol. 2011;11:1155–1158.
<https://doi.org/10.1016/j.meegid.2010.11.013>
26. Rojas-Cortez M, Pinazo M, Gascon J, Gamarra E, Grageda R, Fernandez R, et al. Community-based entomological surveillance in three Chagas disease-endemic regions in sub-Andean Bolivia. Trans R Soc Trop Med Hyg. 2021;115:1251–1259.
<https://doi.org/10.1093/trstmh/trab150>
27. Abad-Franch F, Vega MC, Rolón MS, Santos WS, Rojas de Arias A. Community participation in Chagas disease vector surveillance: systematic review. PLoS neglected tropical diseases. 2011;5(6):e1207.
<https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0001207>
28. Aiga H, Sasagawa E, Hashimoto K, Nakamura J, Zuniga C, Romero-Chavez J, et al. Chagas Disease: Assessing the Existence of a Threshold for Bug Infestation Rate. The American journal of tropical medicine and hygiene. 2012;86(6):972-979.
<https://doi.org/10.4269/ajtmh.2012.11-0652>
29. Moncayo A, Silveira AC. Current epidemiological trends for Chagas disease in Latin America and future challenges in epidemiology, surveillance and health policy. Memorias do Instituto Oswaldo Cruz. 2009;104(1):17–30.
- <https://doi.org/10.1590/S0074-02762009000900005>
30. Medrano-Mercado N, Ugarte-Fernandez R, Butron V, Uber-Busek S, Guerra HL, de Araujo T, et al. Urban transmission of Chagas disease in Cochabamba, Bolivia. Memorias do Instituto Oswaldo Cruz. 2008;103(5):423-430.
<https://doi.org/10.1590/s0074-02762008000500003>
31. Noireau F, Brenière F, Cordozo L, Bosseno M, Vargas F, Paredo C, et al. Current Spread of *Triatoma infestans* at the Expense of *Triatoma sordida* in Bolivia. Memorias do Instituto Oswaldo Cruz. 1996;91(3):271-272.
<https://doi.org/10.1590/s0074-02761996000300002>
32. Gonzalez-Britez NE, Carrasco HJ, Martínez Purroy CE, Feliciangeli MD, Maldonado M, López E, et al. Genetic and Morphometric Variability of *Triatoma sordida* (Hemiptera: Reduviidae) from the Eastern and Western Regions of Paraguay. Frontiers in public health. 2014;2(149):1-9.
<https://doi.org/10.3389/fpubh.2014.00149>
33. Ribeiro-Jr G, Reis J, Vaccarezza F, Silva AC, Lanza FC, Miranda DL, et al. Sometimes, the size matters: Wing geometric morphometrics as a tool to assess domiciliation by *Triatoma sordida* (Stål 1859). Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical. 2024;57:1-4.
<https://doi.org/10.1590/0037-8682-0516-2023>
34. Gorla D, Porcasi X, Hrellac H, Catalá S. Spatial Stratification of House Infestation by *Triatoma infestans* in La Rioja, Argentina. The American Society of Tropical Medicine and Hygiene 2009;80(3):405–409.
<https://doi.org/10.4269/ajtmh.2009.80.405>
35. Cecere MC, Görtler RE, Canale DM, Chuit R, Cohen JE. Effects of partial housing improvement and insecticide spraying on the reinfestation dynamics of *Triatoma infestans* in rural northwestern Argentina. Acta Tropica. 2002;84(2):101-116.
[https://doi.org/10.1016/s0001-706x\(02\)00183-3](https://doi.org/10.1016/s0001-706x(02)00183-3)
36. Chacón-Olivos F. Determinación del perfil alimentario de Triatominos silvestres en zonas endémicas de Chile [Tesis de pregrado]. Santiago: Universidad de Chile; 2016.
<https://repositorio.uchile.cl/handle/2250/141205>
37. Bar ME, Oscherov EB, Damborsky MP, Porcel EA, Alvarez B. Interacción entre poblaciones de *Triatoma infestans* y *Triatoma sordida*. Rev. Saúde Pública. 1994;28(1):69-68.
<https://doi.org/10.1590/S0034-89101994000100007>
38. Noireau F, Diosque P, Jansen AM. *Trypanosoma cruzi*: adaptation to its vectors and its hosts. Veterinary Research. 2009;40(2):26.
Doi: 10.1051/vetres/2009009.
39. Abad-Franch F, Lima MM, Sarquis O, Gurgel-Gonçalves R, Sánchez-Martín M, Calzada JE, et al

-
- al. On palms, bugs and Chagas disease in the Americas. *Acta Tropica.* 2015;151:126–141.
<https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2015.07.005>
40. Diotaiuti L, Faria-Filho OF, Carneiro FC, Dias JC, Pires HH, Schofield CJ. Aspectos operacionais do controle do *Triatoma brasiliensis*. *Cad. Saúde Pública.* 2000;16(2):61–67.
<https://doi.org/10.1590/S0102-311X2000000800006>
41. Rincon-Galvis H, Manrique F, Bernal B. Alternativa silenciosa contra los triatomínos (Hemiptera: Reduviidae) vectores de la enfermedad de Chagas. *Revista Salud, Historia y Sanidad On-Line.* 2022;17(1):47–56.
<https://doi.org/10.5281/zenodo.7361814>
42. Macedo A, Oliveira R, Pena S. Chagas disease: role of parasite genetic variation in pathogenesis. *Expert reviews in molecular medicine.* 2002;4(5):1–16.
<https://doi.org/10.1017/S1462399402004118>
43. Schijman AG, Bisio M, Orellana L, Sued M, Duffy T, Mejia Jaramillo AM, et al. International study to evaluate PCR methods for detection of *Trypanosoma cruzi* DNA in blood samples from Chagas disease patients. *PLoS neglected tropical diseases.* 2011;5(1):e931.
<https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0000931>.
44. Brenière SF, Bosseno MF, Noireau F, Yacsik N, Liegeard P, Aznar C, et al. Integrate study of a Bolivian population infected by *Trypanosoma cruzi*, the agent of Chagas disease. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz.* 2002;97:289–295.
<https://doi.org/10.1590/s0074-02762002000300002>.
45. Flores-Lopez C, Machado C. Analyses of 32 Loci Clarify Phylogenetic Relationships among *Trypanosoma cruzi* Lineages and Support a Single Hybridization prior to Human Contact. *PLoS Negl Trop Dis.* 2011;5(8):e1272.
<https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0001272>.

Artículo original

Mortalidad por enfermedad de Chagas en Chile, 2007-2021: caracterización clínica y sociodemográfica de las defunciones.

Chagas disease mortality in Chile, 2007-2021:
clinical and sociodemographic characterization of deaths.

Franco Fernández-Guardiola^{1,3}, Natalia Vergara⁴, Jorge Vilches⁴, Diego Sandoval-Vargas⁵,
Inés Zulantay⁶, Mauricio Canals^{1,2}, Kasim Allel⁷.

¹ Programa de Doctorado en Salud Pública, Escuela de Salud Pública, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Av. Independencia 939, Santiago, Chile.

² Escuela de Salud Pública, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Av. Independencia 939, Santiago, Chile.

³ Departamento de Tecnología Médica, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Av. Independencia 939, Santiago, Chile.

⁴ Departamento de Epidemiología, Subsecretaría de Salud Pública, Ministerio de Salud de Chile, Santiago, Chile.

⁵ Centre for Biotechnology and Engineering (CeBiB), Department of Chemical Engineering, Biotechnology and Materials, University of Chile, Santiago, Chile.

⁶ Laboratorio Básico-Clínico de Parasitología, Núcleo Interdisciplinario Biología y Genética, Instituto de Ciencias Biomédicas, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Santiago, Chile.

⁷ Health Economics Research Centre, Nuffield Department of Population Health, University of Oxford, Oxford, UK.

*Autor de Correspondencia:
E-mail: franco.fernandez.g@uchile.cl

Recibido: 2 de Noviembre 2025
Aceptado: 30 de Noviembre 2025

RESUMEN

Introducción: La enfermedad de Chagas, causada por *Trypanosoma cruzi*, mantiene relevancia sanitaria en Chile debido a su evolución crónica, la carga histórica de infección y la ocurrencia de desenlaces tardíos, particularmente cardiovasculares, que se manifiestan con mayor frecuencia en adultos mayores. **Objetivos:** Caracterizar clínica y socio-demográficamente las defunciones por enfermedad de Chagas en Chile y estimar la mortalidad cruda por sexo durante el período 2007–2021. **Materiales y métodos:** Estudio observacional descriptivo basado en registros de defunciones del DEIS (Chile) entre 2007 y 2021. Se incluyeron defunciones con diagnóstico principal CIE-10 B57* (DIAG1). Se analizaron año de defunción, sexo, edad (agrupada en intervalos de 15 años y <70/≥70), estado civil, nivel educacional, lugar de defunción, área urbano-rural, macrozona y atención médica. Se realizaron análisis descriptivos y comparaciones bivariadas por sexo (chi-cuadrado). La mortalidad cruda anual por sexo se estimó como tasas por 100.000 habitantes usando poblaciones anuales por sexo. **Resultados:** Se identificaron 1.051 defunciones por Chagas (B57*) entre 2007 y 2021. Predominaron las formas crónicas, principalmente B57.2 (70,5%; n=759) y B57.3 (22,6%; n=243). La mediana de edad fue 78 años (RIQ 69–85) y el 73,9% correspondió a ≥70 años (n=795). El 54,7% de las defunciones ocurrió en hombres, con tasas crudas promedio, mayores en hombres (0,440/100.000) que en mujeres (0,344/100.000), y razón de tasas hombre/mujer 1,28, sin evidencia de tendencia lineal significativa. La mayoría residía en área urbana (73,0%; n=786) y se concentró en la macrozona Centro (67,2%; n=723). Predominaron niveles educacionales básico (57,2%; n=616) y sin instrucción (21,3%; n=229). Las mujeres mostraron mayor proporción de ≥70 años (80,3% vs 71,8%; p=0,002) y mayor frecuencia de fallecimiento en domicilio (46,0% vs 37,2%; p=0,0039); además, la categoría “sin instrucción” fue más frecuente en el área rural (30,6% vs 15,2%; p<0,001). **Conclusiones:** La mortalidad por Chagas en Chile (2007–2021) se concentró en adultos mayores y estuvo dominada por formas crónicas, principalmente cardiacas. Las tasas crudas fueron mayores en hombres y los patrones por ruralidad y educación sugieren desigualdades sociales relevantes. Estos hallazgos respaldan fortalecer pesquisa, seguimiento y atención cardiovascular integral, con énfasis en poblaciones vulnerables y territorios de mayor riesgo histórico.

Palabras clave: Enfermedad de Chagas, Adultos mayores, Mortalidad, Salud Pública.

ABSTRACT

Background: Chagas disease, caused by *Trypanosoma cruzi*, remains a relevant health problem in Chile due to its chronic course, the historical burden of infection, and the occurrence of late outcomes—particularly cardiovascular complications—that are more frequent in older adults. **Aims:** To clinically and socio-demographically characterize deaths due to Chagas disease in Chile and to estimate crude sex-specific mortality during 2007–2021. **Materials and methods:** Observational descriptive study based on death records from the Department of Health Statistics and Information (DEIS), Chile, for 2007–2021. Deaths with a primary diagnosis of Chagas disease according to ICD-10 B57* (DIAG1) were included. We analyzed year of death, sex, age (grouped in 15-year intervals and <70/≥70), marital status, educational level, place of death, urban-rural area of residence, macrozone, and medical care. Descriptive analyses and bivariate comparisons by sex (chi-square) were performed. Annual crude sex-specific mortality was estimated as rates per 100,000 inhabitants using annual sex-specific population denominators. **Results:** A total of 1,051 Chagas-related deaths (DIAG1=B57*) were identified between 2007 and 2021. Chronic forms predominated, mainly B57.2 (70.5%; n=759) and B57.3 (22.6%; n=243). Median age was 78 years (IQR 69–85), and 73.9% were aged ≥70 years (n=795). Men accounted for 54.7% of deaths, with higher mean crude mortality rates in men (0.440/100,000) than in women (0.344/100,000), and a male-to-female rate ratio of 1.28, with no evidence of a significant linear trend over time. Most individuals lived in urban areas (73.0%; n=786) and were concentrated in the Central macrozone (67.2%; n=723). Educational attainment was predominantly primary/basic (57.2%; n=616) or no formal schooling (21.3%; n=229). Women had a higher proportion of deaths at age ≥70 years (80.3% vs 71.8%; p=0.002) and a higher frequency of death at home (46.0% vs 37.2%; p=0.0039); additionally, “no formal schooling” was more frequent in rural areas (30.6% vs 15.2%; p<0.001). **Conclusions:** Chagas disease mortality in Chile (2007–2021) was concentrated in older adults and was dominated by chronic, mainly cardiac forms. Crude mortality rates were higher in men, and patterns by rurality and education suggest meaningful social inequalities. These findings support strengthening case detection, follow-up, and timely access to comprehensive cardiovascular care, with emphasis on vulnerable populations and historically high-risk territories.

Keywords: Enfermedad de Chagas, Adultos mayores, Mortalidad, Salud Pública

Introducción

La enfermedad de Chagas, o tripanosomiasis americana, es una infección parasitaria causada por *Trypanosoma cruzi* que sigue siendo un importante problema de salud pública en América Latina y que ha adquirido creciente relevancia a nivel mundial debido a la migración y la globalización⁽¹⁻⁴⁾. A nivel global, se estima que entre 6 y 8 millones de personas están infectadas, con 65–100 millones en riesgo, y muertes anuales que oscilan entre 8.000 y 14.000, lo que la convierte en una de las principales causas de mortalidad entre las enfermedades parasitarias^(1,4,5-10). La enfermedad es endémica en 21 países de América Latina, donde afecta de manera desproporcionada a poblaciones empobrecidas que viven en zonas rurales y en viviendas precarias que favorecen la presencia de triatominos vectores^(1,4,9,11). Durante las últimas décadas, las iniciativas de control vectorial y las mejoras en el tamizaje de sangre han contribuido a una reducción significativa de las nuevas infecciones y de la mortalidad en varios países, en particular en el Cono Sur, incluyendo Chile, Argentina, Brasil y Uruguay^(1,8,12,13).

En Chile, la enfermedad de Chagas es la principal causa de muerte por infecciones parasitarias, representando más del 60% de todas las muertes asociadas a parásitos entre 1997 y 2020, con las mayores tasas de mortalidad concentradas en las regiones del norte, especialmente en Coquimbo, donde la tasa alcanza 4,8 por 100.000 habitantes, significativamente por encima del promedio nacional^(1,5,4,7). La mayoría de las muertes ocurren en adultos mayores, predominantemente hombres, y se asocian a complicaciones cardíacas crónicas, que constituyen la forma más grave y letal de la enfermedad^(14,15,16). Aunque Chile logró la interrupción de la transmisión vectorial en el año 2000, persiste la “herencia” de la endemia histórica, con una población considerable aún en riesgo y casos que continúan ocurriendo por transmisión congénita y transfusional^(14,15,16).

En América Latina, la enfermedad de Chagas continúa causando una morbilidad y mortalidad sustanciales, con Brasil, Argentina y México concentrando el mayor número de personas infectadas, y Bolivia presentando las tasas de prevalencia más altas^(1,4,5,7). La carga de enfermedad no es homogénea; es mayor en hombres, en personas mayores y en quienes viven en áreas de mayor vulnerabilidad social y de menor desarrollo humano^(11,17,18,19). La cardiomiopatía chagásica crónica es, la principal causa de muerte, responsable de la mayoría de las defunciones relacionadas con Chagas, y se asocia a altas tasas de insuficiencia cardíaca, arritmias y muerte súbita^(7,20,21,22).

Pese a una disminución general de la incidencia y la

mortalidad en países endémicos, persisten disparidades regionales, y algunas zonas, particularmente el Nordeste de Brasil y partes de la región andina, continúan presentando tendencias de mortalidad estables o incluso en aumento^(11,17,18,19,23). A nivel global, el panorama epidemiológico de la enfermedad de Chagas está cambiando. La migración desde regiones endémicas ha llevado a la aparición de Chagas en países no endémicos, incluyendo Estados Unidos, España, Italia y otras zonas de Europa, donde los casos suelen estar subdiagnosticados y subnotificados debido a la baja conciencia sobre la enfermedad y a la limitación de los programas de tamizaje^(1,5,24,25). En estos contextos, la transmisión ocurre principalmente a través de transfusiones de sangre, trasplantes de órganos y vía congénita, y la enfermedad a menudo permanece sin detectarse hasta que aparecen complicaciones cardíacas avanzadas^(24,25). La subnotificación y la clasificación errónea de las muertes por Chagas constituyen desafíos importantes en todo el mundo; diversos estudios sugieren que más de la mitad de las muertes por Chagas podrían no registrarse con precisión, lo que dificulta aún más la evaluación del impacto real de la enfermedad^(22,26,27). A pesar de los avances en el control y el tratamiento, la enfermedad de Chagas sigue siendo una afección tropical desatendida, con una elevada carga de mortalidad, especialmente en poblaciones vulnerables de América Latina. La persistencia de barreras sociales, económicas y de acceso a salud, junto con la progresión silenciosa de la enfermedad y la falta de opciones terapéuticas efectivas a gran escala, subraya la necesidad urgente de mantener esfuerzos sostenidos de salud pública, fortalecer la vigilancia e impulsar la colaboración internacional para reducir la mortalidad y prevenir nuevas infecciones^(7,8,12,13,27,28).

El presente trabajo de investigación pretende caracterizar los fallecimientos por enfermedad de Chagas en 15 años (2007 al 2021) de recolección sistemática de información en Chile y determinar potenciales variables de interés epidemiológico.

Materiales y Métodos

Se realizó un estudio observacional descriptivo basado en registros de defunciones del Departamento de Estadísticas e Información de Salud (DEIS), Ministerio de Salud de Chile, correspondientes al período 2007–2021. Se incluyeron todas las defunciones con diagnóstico principal compatible con enfermedad de Chagas según la Clasificación Internacional de Enfermedades, 10^a revisión (CIE-10), identificadas mediante los códigos B57.* consignados en la variable Diagnóstico primario. Se excluyeron registros con diagnósticos no correspondientes a Chagas como causa principal.

Las variables analizadas incluyeron el año de defunción, sexo, edad (transformada en años cuando correspondió), estado civil, nivel educacional, lugar de ocurrencia de la defunción, área de residencia urbana/rural, zona geográfica (macrozona) y atención médica.

Para la edad, se generaron agrupaciones de 15 años y una categorización dicotómica: <70 y ≥70 años. La caracterización clínica se realizó a partir del diagnóstico principal, describiendo la distribución de las formas clínicas más frecuentes (p. ej., Chagas crónica con compromiso cardíaco y digestivo). Se efectuó una depuración inicial de los datos para evaluar la consistencia, los rangos plausibles y los valores faltantes.

Las variables categóricas se describieron mediante frecuencias absolutas y relativas. Se realizaron comparaciones bivariadas por sexo (y por área urbana/rural cuando correspondió) mediante la prueba de chi-cuadrado, considerándose significativo un valor de $p < 0,05$.

Para estimar la mortalidad cruda por sexo, se calcularon tasas anuales por 100.000 habitantes, utilizando como numerador el número de defunciones por Chagas por año y sexo y como denominador las estimaciones poblacionales anuales por sexo proporcionadas para el mismo período.

La evolución temporal se representó mediante gráficos de líneas, y se exploró la tendencia lineal de las tasas por sexo mediante regresión lineal simple. Los análisis se realizaron en un entorno reproducible y los resultados se presentaron en tablas y figuras para facilitar su interpretación.

Resultados

Durante el período 2007–2021 se identificaron 1.051 defunciones con diagnóstico principal de enfermedad de Chagas (CIE-10 B57*). En la caracterización clínica, predominó la enfermedad de Chagas crónica con compromiso cardíaco (B57.2, 70,5%; n=759), seguida por la forma crónica digestiva (B57.3, 22,6%; n=243); en menor proporción se observaron el compromiso de otros órganos (B57.5, 3,5%; n=38), el compromiso del SNC (B57.4, 0,5%; n=5) y las formas agudas (B57.1, 0,6%; n=6). La población fallecida fue marcadamenteañosa, con mediana de 78 años (RIQ 69–85), concentrándose en el grupo de ≥70 años (73,9%; n=795); al clasificar en intervalos de 15 años, la mayor carga se ubicó entre 75–89 años (49,3%; n=530) y 60–74 años (28,1%; n=302), mientras que las defunciones en menores de 45 años fueron poco frecuentes (0,8%; n=8).

En cuanto a variables sociodemográficas, el 54,7% correspondió a hombres (n=589) y el 45,3% a mujeres (n=487), y el estado civil más frecuente fue casado/a (59,8%; n=643), seguido de soltero/a (30,4%; n=327)

y viudo/a (8,4%; n=90). Respecto del nivel educacional, predominaron la educación básica (57,2%; n=616) y la sin instrucción (21,3%; n=229), con menores proporciones de educación secundaria (14,1%; n=152), media (6,1%; n=66) y superior (1,3%; n=14).

Territorialmente, el 73,0% residía en área urbana (n=786) y el 27,0% en rural (n=290), con una distribución geográfica concentrada en la Macrozona Centro (67,2%; n=723), seguida de la Macrozona Norte (21,6%; n=232), la Región Metropolitana (10,8%; n=116) y la Macrozona Sur (0,5%; n=5).

En relación con la atención, el 57,5% de las defunciones ocurrió en establecimientos hospitalarios (n=619) y el 40,2% en domicilio (n=433), consignándose atención médica en el 87,4% (n=941). Finalmente, al estimar la mortalidad cruda por sexo (por 100.000 habitantes) (**Fig. 1**), la tasa promedio del período fue mayor en hombres (0,440) que en mujeres (0,344), con una razón de tasas hombre/mujer de 1,28; la serie anual mostró variación interanual, con un máximo de la tasa masculina en 2012 (0,574) y de la tasa femenina en 2015 (0,533).

Al comparar por sexo, se observaron diferencias en la estructura etaria y en el lugar de ocurrencia de la defunción. En particular, la proporción de personas de ≥70 años fue mayor en mujeres (80,3%; n=382) que en hombres (71,8%; n=413) ($p=0,002$). Asimismo, el lugar de defunción difirió entre sexos ($p=0,0039$): los hombres fallecieron con mayor frecuencia en hospital (59,7%; n=343) y con menor frecuencia en domicilio (37,2%; n=214), mientras que en mujeres se observó un mayor porcentaje de fallecimientos en domicilio (46,0%; n=219) y menor en hospital (52,7%; n=251), manteniéndose baja la categoría “otro” en ambos sexos (hombres 3,1%; n=18; mujeres 1,3%; n=6).

En contraste, no se evidenciaron diferencias estadísticamente significativas por sexo en la distribución urbano-rural, la atención médica, el nivel educacional, el estado civil, la macrozona ni en la forma clínica consignada en el diagnóstico primario (todas con $p>0,05$).

Por otra parte, al explorar determinantes sociales, el nivel educacional mostró una asociación marcada con el territorio (**Fig. 1**): en la zona rural se observó una mayor proporción de personas sin instrucción (30,6%; n=88) en comparación con la zona urbana (15,2%; n=116), con predominio de educación básica en ambos contextos (rural 60,1%; n=173; urbano 57,9%; n=442) ($p<0,001$).

Finalmente, el análisis de tendencia lineal de las tasas crudas anuales por sexo no mostró evidencia de cambios sistemáticos en el tiempo, observándose, más bien, fluctuaciones interanuales (hombres: pendiente $-0,0035$ por 100.000/año, $p=0,53$; mujeres: $+0,0033$ por 100.000/año, $p=0,46$).

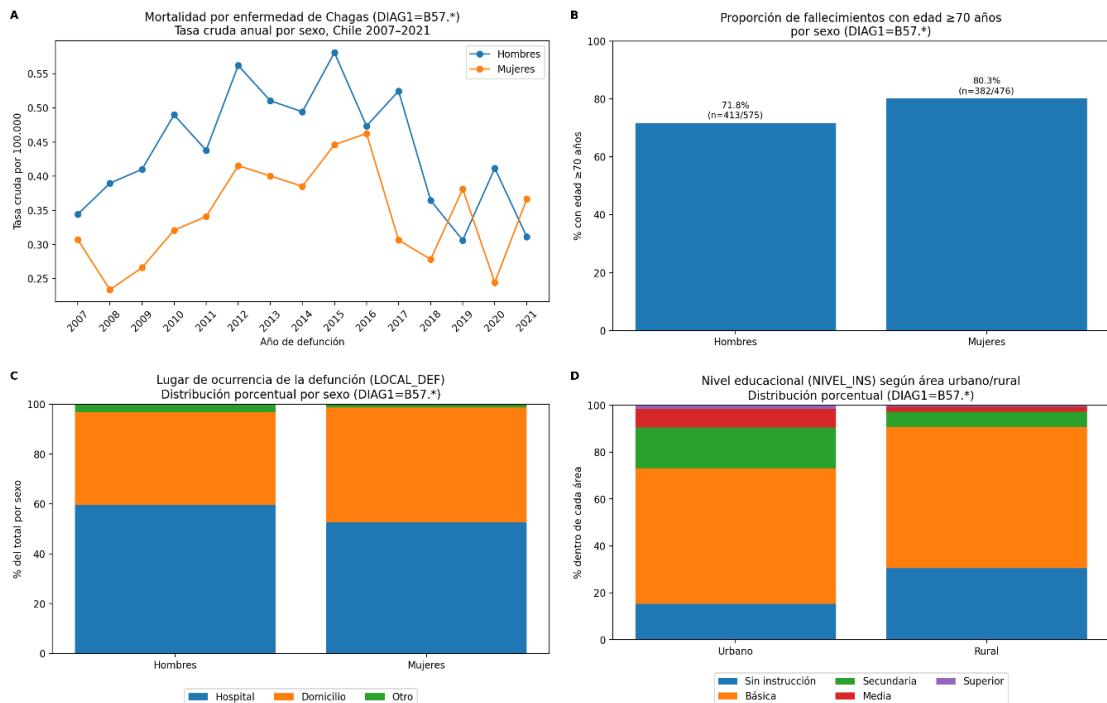


Figura 1. Mortalidad por enfermedad de Chagas y determinantes sociodemográficos de las defunciones según sexo y territorio, Chile 2007-2021 (Diagnóstico primario=B57*).

Discusión

En esta serie nacional de defunciones por enfermedad de Chagas (Chile, 2007–2021), el patrón observado es coherente con la transición epidemiológica descrita para el continente: hoy, la carga se concentra en cohortes envejecidas infectadas décadas atrás, con predominio de formas crónicas y, particularmente, el compromiso cardíaco como desenlace fatal más frecuente. Este “envejecimiento” de la mortalidad por Chagas ha sido destacado en análisis regionales recientes, donde además se enfatiza que la estimación de carga sigue limitada por subdiagnóstico y subregistro, especialmente en contextos de acceso sanitario desigual⁽²⁹⁾.

La predominancia clínica de códigos compatibles con miocardiopatía chagásica crónica se alinea con la evidencia de que la cardiopatía por Chagas presenta un peor pronóstico y una mayor mortalidad que otras etiologías de insuficiencia cardíaca/cardiomiopatía. Metanálisis contemporáneas muestran que los pacientes con miocardiopatía chagásica crónica tienen, en promedio, un riesgo de mortalidad aproximadamente 2 veces mayor que el de cardiomiopatías no chagásicas (dependiendo del comparador y del ajuste), lo que ayuda a interpretar que, aun con tasas crudas relativamente bajas a nivel país, el “perfil” de quienes fallecen refleja enfermedad

avanzada y de alto riesgo^(20,21,30).

Respecto a las diferencias por sexo en la mortalidad, el exceso en hombres observado en los resultados también ha sido reportado en series y estudios de carga: la carga y desenlaces adversos tienden a concentrarse más en hombres, y en cardiopatía chagásica se han descrito diferencias de presentación y pronóstico (incluyendo mayor severidad/peor evolución en hombres en varios contextos clínicos). Esto sugiere que, además de la estructura por edad, podrían estar influyendo diferencias biológicas, de comorbilidad y/o de acceso y oportunidad de atención cardiovascular^(4,31).

Los gradientes por ruralidad, nivel educacional y macrozona que aparecen en la base son especialmente relevantes para la interpretación en salud pública. La literatura reciente insiste en que Chagas no es solo un problema biomédico: su distribución y desenlaces están fuertemente mediados por la vulnerabilidad social, las barreras de acceso, las trayectorias de vida (vivienda rural, exposición vectorial histórica) y el retraso en el diagnóstico y la terapéutica.

Estudios cualitativos y análisis multinivel muestran una asociación entre un contexto social desfavorable y un peor pronóstico o un menor acceso al cuidado integral, lo cual es consistente con que, en los datos, se concentren perfiles educacionales más bajos y diferencias urbano-rural^(29,33,34). En Chile, los hallazgos dialogan con evidencia nacional previa

basada en DEIS: se ha descrito que Chagas es la principal causa de muerte por parasitosis en el país y que existe sobremortalidad masculina, con patrones por región y características sociodemográficas (urbano/rural, educación). En particular, trabajos que resaltan la carga en regiones históricamente endémicas (p. ej., Coquimbo) respaldan la idea de que la interpretación por zonas/macrozonas es clave para orientar la vigilancia y la respuesta sanitaria⁽³⁴⁾. Finalmente, es importante explicitar limitaciones metodológicas propias de estudios basados en certificados de defunción: (i) posibles errores de clasificación por codificación CIE-10 (p. ej., subregistro de Chagas como causa básica vs causa contribuyente), (ii) ausencia de confirmación clínica/serológica en esta base, (iii) datos faltantes o categorías “ignoradas” en variables sociales, y (iv) tasas crudas influenciadas por cambios demográficos (envejecimiento poblacional), idealmente complementables con estandarización por edad si se quisiera robustecer comparaciones temporales. Aun así, la fortaleza principal es la cobertura nacional y la utilidad para describir inequidades y orientar acciones en pesquisa, seguimiento y manejo cardiovascular de personas con infección crónica (incluyendo control de insuficiencia cardíaca, arritmias y prevención de muerte súbita), coherente con literatura clínica chilena de seguimiento en enfermedad crónica⁽³⁵⁾.

Conclusiones

En Chile, la mortalidad por enfermedad de Chagas entre 2007 y 2021 se concentró principalmente en adultos mayores, con predominio de la forma crónica cardiaca como principal causa registrada. Las tasas crudas fueron, en promedio, mayores en hombres que en mujeres, sin evidencia de una tendencia lineal sostenida en el tiempo, sino más bien fluctuaciones interanuales. Además, los patrones observados por ruralidad y nivel educacional sugieren un componente de desigualdad social en la ocurrencia de estas defunciones.

En conjunto, estos hallazgos refuerzan la necesidad de fortalecer la pesquisa, el seguimiento clínico y el acceso oportuno a atención cardiovascular integral, especialmente en poblaciones vulnerables y territorios de mayor riesgo histórico.

Referencias

1. Lidani K, Andrade F, Bavia L, Damasceno F, Beltrame M, Messias-Reason I, et al. Chagas Disease: From Discovery to a Worldwide Health Problem. *Frontiers in Public Health*. 2019; 7. <https://doi.org/10.3389/fpubh.2019.00166>
2. De Sousa A, Vermeij D, Ramos A, & Luquetti A. Chagas disease. *The Lancet*. 2023; 403. [https://doi.org/10.1016/s0140-6736\(23\)01787-7](https://doi.org/10.1016/s0140-6736(23)01787-7)
3. Pérez-Molina J, & Molina I. Chagas disease. *The Lancet*. 2018; 391. [https://doi.org/10.1016/s0140-6736\(17\)31612-4](https://doi.org/10.1016/s0140-6736(17)31612-4)
4. Gómez-Ochoa S, Rojas L, Echeverría L, Muka T, & Franco O. Global, Regional, and National Trends of Chagas Disease from 1990 to 2019: Comprehensive Analysis of the Global Burden of Disease Study. *Global Heart*. 2022; 17. <https://doi.org/10.5334/gh.1150>
5. Cousin E, Nascimento B, Whisnant J, Zimsen J, & Ribeiro et al. A. Global, regional, and national burden of Chagas disease, 1990-2023: a systematic analysis for the Global Burden of Disease Study 2023. *The Lancet. Infectious diseases*. 2025. [https://doi.org/10.1016/s1473-3099\(25\)00562-6](https://doi.org/10.1016/s1473-3099(25)00562-6)
6. Cucunubá Z, Okuwaga O, Basáñez M, & Nouvellet P. Increased mortality attributed to Chagas disease: a systematic review and meta-analysis. *Parasites & Vectors*. 2016; 9. <https://doi.org/10.1186/s13071-016-1315-x>
7. Montalvo-Ocotoxtle I, Rojas-Velasco G, Rodríguez-Morales O, Arce-Fonseca M, Baeza-Herrera L, Arzate-Ramírez A, et al. Chagas Heart Disease: Beyond a Single Complication, from Asymptomatic Disease to Heart Failure. *Journal of Clinical Medicine*. 2022; 11. <https://doi.org/10.3390/jcm11247262>
8. Ribeiro I, Sevcik A, Alves F, Diap G, Don R, Harhay M, et al. New, Improved Treatments for Chagas Disease: From the R&D Pipeline to the Patients. *PLoS Neglected Tropical Diseases*. 2009; 3. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0000484>
9. Pereira P, & Navarro E. Challenges and perspectives of Chagas disease: a review. *The Journal of Venomous Animals and Toxins Including Tropical Diseases*. 2013; 19. <https://doi.org/10.1186/1678-9199-19-34>
10. Vásconez-González J, Izquierdo-Conroy J, Fernandez-Naranjo R, Gámez-Rivera E, Tello-De-La-Torre A, Guerrero-Castillo G, et al. Severe Chagas disease in Ecuador: a countrywide geodemographic epidemiological analysis from 2011 to 2021. *Frontiers in Public Health*. 2023; 11. <https://doi.org/10.3389/fpubh.2023.1172955>
11. Damasceno L, Sousa G, Garces T, Cestari V, De Araújo J, Moreira T et al. Spatial and temporal patterns and factors associated with mortality from Chagas' disease: an ecological study, Ceará, 2002-2022. *Epidemiologia e Serviços de Saúde : Revista do Sistema Único de Saúde do Brasil*. 2025; 34.

- <https://doi.org/10.1590/s2237-96222025v34e20240852.en>
12. Dias J, Silveira A, & Schofield C. The impact of Chagas disease control in Latin America: a review. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*. 2002; 97(5). <https://doi.org/10.1590/s0074-02762002000500002>
13. Mills, R. Chagas Disease. Epidemiology and Barriers to Treatment. *The American journal of medicine*. 2020. <https://doi.org/10.1016/j.amjmed.2020.05.022>
14. Liempi D, Zulantay I, Apt W, Canals M. Mortalidad por parasitosis endémicas e importadas en Chile: 1997–2020. *Rev Chil Infectol*. 2022;39(2):138–148. <https://doi.org/10.4067/S0716-10182022000200138>
15. Atero N, Torres, M, Domínguez A, Diethelm-Varela B, Córdova-Bührle F & Mardones F. Spatio-temporal distribution of hospitalizations for chronic Chagas disease and risk factors associated with in-hospital mortality and surgical intervention in Chile. *PLOS Neglected Tropical Diseases*. 2024. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0012124>
16. Reyes R, Yohannessen K & Cuadros N. Characterization and temporal evolution of mortality due to zoonoses under mandatory declaration, between the years 1997 and 2018. *Revista chilena de infectología: organo oficial de la Sociedad Chilena de Infectología*. 2021; 385. <https://doi.org/10.4067/s0716-10182021000500667>
17. García G, Da Cunha Leite A, De Souza E, Ferreira A, De Sousa A, Luiz R, et al. High burden of hospital morbidity and mortality due to Chagas disease in Bahia state, Northeast Brazil, 2000–2022. *Tropical Medicine & International Health*. 2025; 30. <https://doi.org/10.1111/tmi.14085>
18. Martins-Melo F, Castro M & Werneck G. Levels and trends in Chagas disease-related mortality in Brazil, 2000–2019. *Acta tropica*. 2021; 220:105948. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2021.105948>
19. De Souza E, Da Cruz M, Ferreira A, De Sousa A, Luiz R, Palmeira S, et al. Hospital case fatality and mortality related to Chagas disease in Brazil over two decades. *BMC Public Health*. 2024; 24. <https://doi.org/10.1186/s12889-024-19618-z>
20. Echeverría LE, Rojas LZ, Gómez-Ochoa SA, et al. Mechanisms behind the high mortality rate in chronic Chagas cardiomyopathy. *Eur J Heart Fail*. 2024; 26(12):2502–2514. <https://doi.org/10.1002/ejhf.3460>
21. Chadalawada S, Sillau S, Archuleta S, et al. What is the annual mortality of patients with chronic Chagas cardiomyopathy? A systematic review and meta-analysis. *ESC Heart Fail*. 2021;8(6):5466–5481. <https://doi.org/10.1002/ehf2.13648>
22. Shen L, Ramires F., Martinez F, Bodanese L, Echeverría L, Gómez E, et al. Contemporary Characteristics and Outcomes in Chagasic Heart Failure Compared With Other Nonischemic and Ischemic Cardiomyopathy. *Circulation: Heart Failure*. 2017; 10. <https://doi.org/10.1161/circheartfailure.117.004361>
23. De Carvalho C, Ribeiro-Jr G, Gurgel-Gonçalves R., Andrade L, Moraes C & Figueiredo M. Spatio-temporal trends in mortality due to Chagas disease in the State of Bahia, Brazil, from 2008 to 2018. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*. 2024; 57. <https://doi.org/10.1590/0037-8682-0058-2024>
24. Campolmi I, Angheben A, Aliani F, Spinicci M, Bartoloni A & Zammarchi L. Chagas disease in Italy: updated estimates. *Internal and Emergency Medicine*. 2020; 15(7):1339–1343. <https://doi.org/10.1007/s11739-020-02387-z>
25. Malik L, Singh G & Amsterdam E. The Epidemiology, Clinical Manifestations, and Management of Chagas Heart Disease. *Clinical Cardiology*. 2015; 38. <https://doi.org/10.1002/clc.22421>
26. Bierrenbach A, Di Lorenzo Oliveira C, Quintino N, Baldoni N, Moreira C, Ferreira A, et al. Addressing under-registration in Chagas disease mortality: insights from the SaMi-Trop and REDS cohorts. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*. 2025; 67. <https://doi.org/10.1590/s1678-9946202567010>
27. Ribeiro A, Machado Í, Cousin E, Perel P, Demacq C, Geissbühler Y, et al. The Burden of Chagas Disease in the Contemporary World: The RAISE Study. *Global Heart*. 2024; 19. <https://doi.org/10.5334/gh.1280>
28. Lancet, T. Chagas disease: still a neglected emergency. *The Lancet*. 2019; 394. [https://doi.org/10.1016/s0140-6736\(19\)32671-6](https://doi.org/10.1016/s0140-6736(19)32671-6)
29. Cucunubá ZM, Gutiérrez-Romero SA, Ramírez JD, Velásquez-Ortiz N, Ceccarelli S, Parra-Henao G, et al. The epidemiology of Chagas disease in the Americas. *The Lancet Regional Health – Americas*. 2024;37:100881. <https://doi.org/10.1016/j.lana.2024.100881>
30. Gómez-Ochoa SA, Serrano-García AY, Hurtado-Ortíz A, Aceros A, Rojas LZ, Echeverría LE. A systematic review and meta-analysis of mortality in chronic Chagas cardiomyopathy versus other cardiomyopathies: Higher risk or fiction? *Rev Esp Cardiol (Engl Ed)*. 2024; 77(10): 843–850. <https://doi.org/10.1016/j.rec.2024.02.014>
31. Mansur AP, Barreto ACP, Del Carlo CH, Ianni BM, Avakian SD, Gonçalinho GHF, et al. Sex Differences in Prognosis of Heart Failure Due to Chronic Chagas Cardiomyopathy. *JACC Heart*

- Fail. 2023;11(9):1284–1286.
<https://doi.org/10.1016/j.jchf.2023.03.013>.
32. Ferreira AM, Sabino EC, Oliveira LCd, Oliveira CDL, Cardoso CS, Ribeiro ALP, et al. Impact of the social context on the prognosis of Chagas disease patients: Multilevel analysis of a Brazilian cohort. *PLoS Negl Trop Dis.* 2020;14(6):e0008399.
<https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0008399>.
33. Jimeno I, Mendoza N, Zapana F, de la Torre L, Torrico F, Lozano D, et al. Social determinants in the access to health care for Chagas disease: A qualitative research on family life in the “Valle Alto” of Cochabamba, Bolivia. *PLoS ONE.* 2021;16(8):e0255226.
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0255226>.
34. Salas R, López M, (et al.). Mortalidad/serie temporal por Chagas en Chile. *Rev Chil Infectol.* 2020;37(4):402–412.
<https://doi.org/10.4067/S0716-10182020000400402>.
35. Apt W, Llancaqueo M, Zulantay I, Canals M, Kara A, Arribada A, et al. Clinical, electrocardiographic and echocardiographic evolution of chronic Chagas disease treated with nifurtimox on prolonged follow-up in Chile: observational study. *J Glob Antimicrob Resist.* 2021;27:160–166.
<https://doi.org/10.1016/j.jgar.2021.08.012>.

Artículo original

Implementación y verificación de técnicas coprológicas para el diagnóstico de enteroparásitos en la Facultad de Medicina, Universidad de Chile.

Implementation and verification of coprological techniques for the diagnosis of enteroparasites at the Faculty of Medicine, University of Chile

Maximiliano Celis-Retamal¹, María Isabel Jercic²,
Inés Zulantay³, Werner Apt³, Franco Fernández⁴⁻⁵

¹ Escuela de Tecnología Médica, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Santiago, Chile.

² Sección Parasitología. Instituto de Salud Pública, Santiago, Chile.

³ Laboratorio de Parasitología Básico-Clínico. Núcleo Interdisciplinario de Biología y Genética. Instituto de Ciencias Biomédicas, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Santiago, Chile.

⁴ Departamento de Tecnología Médica, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Santiago, Chile.

⁵ Programa de Doctorado en Salud Pública, Escuela de Salud Pública, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Santiago, Chile.

*Autor de Correspondencia:

E-mail: izulanta@uchile.cl

Recibido: 10 de Octubre 2025
Aceptado: 29 de Diciembre 2025

Abstract

Worldwide, and for various reasons, parasitic diseases continue to be a public health problem, especially in low-resource countries. The approach of the laboratory to their diagnosis involves the application of direct parasitological techniques, which allow the observation of the parasite, a fragment of it, or an evolutionary stage of it, enabling its control and treatment, with the consequent improvement in people's health. The training of professionals for the Parasitology Laboratory is of vital importance due to the need to deliver quality work that contributes to accurate and timely diagnoses. This study aims to implement and verify coproparasitological techniques in the Teaching Laboratory of Coprological Diagnosis at the Faculty of Medicine of the University of Chile. To this end, standardized Operational Protocols (SOPs) were developed for each technique and subsequently they were verified by comparison with the methods used in the Reference Laboratory of the Public Health Institute (PHI). Its development included training and prior evaluation for the modified Burrows method, Ziehl–Neelsen staining, and Graham test, achieving optimal development and performance of the required competencies useful for the preparation of the protocols. For the verification of the methods, 20 samples were analyzed in double blind, processed and observed in parallel in the Teaching Laboratory and in the Reference Laboratory of the PHI. Compared to the Reference Laboratory, the techniques demonstrated performance that met the requirements of the CLSI EP12-A protocol. In the case of the modified Burrows method, the results showed a sensitivity of 100%, a specificity of 88.2%, and a negative predictive value of 100%. Regarding the Ziehl-Neelsen stain, both the agreement and specificity were 100%. The sensitivity and the positive predictive value, could not be calculated because the samples were all negative for intestinal coccidia. The discrepancies could be attributed to parasite polymorphism, parasite load, or inexperience, considering that the evaluated methods are considered operator-dependent variables. The Graham test was implemented as an instructional protocol without verification. It is concluded that the implemented, standardized, and verified coprological techniques are adequate for their application in the Teaching Laboratory of the University of Chile, contributing to professional training and strengthening practical learning in Parasitology.

Keywords: Enteroparasites, coprological techniques, implementation, verification

Resumen

A nivel mundial, y por razones de diversa índole, las parasitosis siguen siendo un problema de Salud Pública, especialmente en países de menores ingresos. El abordaje del laboratorio para su diagnóstico, contempla la aplicación de técnicas parasitológicas directas, las que permiten la observación del parásito, un fragmento o un estado evolutivo de él, haciendo posible su control y tratamiento, con la consecuente mejora en la salud de las personas. La formación de profesionales para el Laboratorio de Parasitología, cobra vital relevancia, por la necesidad de entregar un trabajo de calidad que permita aportar al diagnóstico correcto y oportuno. Este estudio tiene por objetivo implementar y verificar técnicas coproparasitológicas en el Laboratorio Docente de Diagnóstico Coprológico en la Facultad de Medicina de la Universidad de Chile. Para ello se elaboraron Protocolos Operacionales Estandarizados (POEs) para cada técnica y su posterior verificación mediante la comparación con los métodos utilizados en el Laboratorio de Referencia del Instituto de Salud Pública. Su desarrollo incluyó capacitación y evaluación previa para el Método de Burrows Modificado, Tinción de Ziehl Neelsen y Test de Graham, logrando un desarrollo y desempeño óptimo de las competencias requeridas, útil para la elaboración de los protocolos. Para la verificación de los métodos, se analizaron 20 muestras en doble ciego, procesadas y observadas paralelamente en el laboratorio de Docencia y en el Laboratorio de Referencia del Instituto de Salud Pública (ISP). En comparación al Laboratorio de Referencia, las técnicas demostraron un desempeño que cumplió con los requisitos del protocolo CLSI EP12-A: en el caso del Método de Burrows modificado, los resultados mostraron una sensibilidad del 100%, especificidad del 88,2%, y valor predictivo negativo del 100%; en cuanto a la Tinción de Ziehl-Neelsen, tanto la concordancia y especificidad fueron del 100%. No se pudo calcular la sensibilidad ni el valor predictivo positivo por tratarse únicamente de muestras negativas para coccidios intestinales. Las discordancias podrían atribuirse al polimorfismo parasitario, la carga parasitaria o la inexperiencia, teniendo en cuenta que los métodos evaluados son considerados variables operador dependiente. El Test de Graham fue implementado como protocolo de instrucción, sin realizar su verificación. Se concluye que las técnicas coprológicas implementadas, estandarizadas y verificadas son apropiadas para su aplicación en el Laboratorio Docente de la Universidad de Chile, aportando a la formación profesional y fortaleciendo el aprendizaje práctico en Parasitología.

Palabras clave: Enteroparásitos, técnicas coprológicas, implementación, verificación

Introducción

Cuando se habla de enfermedades infecciosas o causas de morbi-mortalidad, muchas veces se suelen pasar por alto las parasitosis. Éstas siguen siendo un problema de salud pública en nuestro país¹ y el mundo, perpetuándose principalmente por las condiciones socioeconómicas y sanitarias, el cambio climático y el aumento de la migración. Esto último ha llevado a que enfermedades endémicas de ciertos territorios aparezcan en zonas donde no existen normalmente, aumentando así el riesgo de exposición y transmisión entre individuos, naciendo así el concepto de parasitosis importadas.^{2,3}

Otro concepto, One Health (Una Salud) (antiguamente conocido como “triada ecológica”), hace referencia a la interconexión que existe entre la salud humana, animal y el medio ambiente, y cómo estos tres elementos se interrelacionan e inciden entre sí.⁴ Bajo esta mirada, es que el paradigma y la forma en que actualmente se conciben las parasitosis se amplía mucho más, entendiendo entonces que las medidas sanitarias y manejos médicos y de laboratorio deben ser integrales e interdependientes, para así lograr el control completo de esta problemática de salud pública. En este contexto, es que el conocimiento científico, los criterios clínicos, las tecnologías, técnicas de diagnóstico y procedimientos complementarios, están en constante evolución, teniendo que adaptarse a los cambios demográficos, ambientales y ecológicos, intentando abarcar todas las aristas que van a influir en el diagnóstico, control y tratamiento (idealmente desde una mirada One Health).

Bajo esta mirada, el laboratorio clínico cobra gran relevancia. Hoy en día, las técnicas diagnósticas aplicadas en Parasitología, son indirectas (basadas en la evaluación de la respuesta inmune del hospedero con sospecha clínica o confirmación de una parasitosis), moleculares (detección de material genético del parásito), y complementarias (aportan información valiosa que refleja la fisiopatología y respuesta del hospedero a causa de la presencia del parásito en el organismo). Por otra parte, el diagnóstico directo corresponde a la observación macroscópica y/o microscópica del parásito o parte de él, especialmente aquellos que infectan el tracto gastrointestinal o hemoparásitos que pueden encontrarse en sangre periférica. Para aplicar técnicas parasitológicas de diagnóstico directo y confirmar o descartar la hipótesis diagnóstica, se deben tener en consideración todos los antecedentes clínicos y epidemiológicos disponibles que permitan determinar, la muestra biológica y el tipo de examen de elección, a fin de, eventualmente, identificar el agente causal.⁵ Al ser una observación operador dependiente, el resultado puede variar entre los

distintos observadores, especialmente, en casos de baja carga parasitaria, aumentando la posibilidad de no detectar un elemento relevante en la muestra, pudiendo culminar así, en el subdiagnóstico, afectar la calidad de vida de las personas y comunidades y aumentar los costos económicos del sistema de salud.⁶ Diferentes enfoques son aplicados en el laboratorio para el estudio y diagnóstico de las parasitosis, determinados por los antecedentes del hospedero (genéticos, epidemiológicos, inmunes, historia clínica, otros) y las características del parásito: su biología, respuesta inmune que genera en el hospedero y manifestaciones clínicas.

El desarrollo de la habilidad de distinguir e identificar un parásito o elementos parasitarios en una muestra biológica, es una competencia clave del Tecnólogo Médico y otros profesionales que trabajen en el diagnóstico parasitológico. Actualmente, en Chile y el mundo, el número de profesionales capacitados en Parasitología es reducido, principalmente debido a modificaciones de mallas curriculares de pregrado (reducción de horas de la asignatura o integración con otras disciplinas), falta de entrenamiento, experiencia y falta de oferta de programas.⁷ Las instituciones de educación superior, deben asegurar un proceso formativo tal, que contribuya a un perfil de egreso competente y eficiente en el rol profesional de aquellos que van a realizar diagnóstico parasitológico en el mundo laboral.

Rol del laboratorio y metodologías en el diagnóstico coproparasitológico

El estudio coproparasitológico, que permite el hallazgo e identificación de parásitos que afectan el tracto gastrointestinal, es una tarea fundamental del laboratorio clínico de Parasitología, aportando al diagnóstico de elementos parasitarios que pueden encontrarse presentes en las heces. Para ello, se aplican diferentes métodos y técnicas para la obtención y procesamiento de muestras biológicas, dependiendo principalmente de la sospecha clínica y el conocimiento del comportamiento y/o ciclos biológicos de los distintos enteroparásitos. Dentro de éstos, tres herramientas son las más utilizadas en los laboratorios clínicos de Parasitología a lo largo de nuestro país aportando al diagnóstico de las enteroparasitosis en gran parte de los casos:

1. Examen Parasitológico Seriado de Deposiciones (EPSD)

Es la prueba diagnóstica directa recomendada actualmente para la búsqueda de parásitos intestinales, tanto por el Instituto de Salud Pública (ISP) en Chile⁸, como por la Centers for Disease Control and Prevention (CDC), USA⁹ y la más solicitada en nuestro país. Esta consiste en la recolección de, habitualmente, 3 muestras de deposiciones recolectadas en días alternados y recibidas en frascos que generalmente contienen soluciones fijadoras, para

su posterior procesamiento y visualización directa al microscopio. Con la obtención de más de una muestra y que éstas sean en días no consecutivos, se logra aumentar la sensibilidad del examen y así, la probabilidad de encontrar elementos parasitarios, debido a que, generalmente, estos no son eliminados de forma regular en cada deposición ni cada día. Existen casos en que se solicita un mayor número de muestras, por ejemplo, en la sospecha de estrioloidosis, fasciolosis y esquistosomiasis, respondiendo a la biología propia de los agentes causales de estas parasitosis.

Para el procesamiento del EPSD, se emplean diferentes métodos de concentración, ya sea por centrifugación, flotación o por gravedad, cuyo objetivo es aumentar el número de elementos parasitarios por preparación, eliminar al máximo los restos fecales y mantener los elementos de diagnóstico inalterados, gracias a que previamente han sido sometidos a soluciones fijadoras y conservadoras. Entre ellos, destaca el Método de Burrows¹⁰, método de concentración por centrifugación cuya principal característica es el uso de la solución fijadora PAF (phenol, alcohol, formaline), que logra ingresar rápida y eficazmente al interior del elemento parasitario, logrando preservar su morfología e inactivando a las formas infectantes, otorgando así protección tanto al operador como al ambiente. Fue modificado en 1972 por Torres y Navarrete¹¹ y es, al día de hoy, conocido como Método de Burrows Modificado, recomendado actualmente por el ISP en nuestro país.⁸

Otra ventaja de este método, es que permite la detección de una gran variedad de elementos parasitarios, como huevos y larvas de helmintos, quistes, ooquistes y trofozoítos de protozoos, ampliando así la probabilidad de identificar y clasificar el parásito presente y con ello, aportar a la hipótesis diagnóstica y al manejo adecuado del paciente.

Durante el proceso, se obtienen dos “fases”, una trofozoítica y una quística, muestras resultantes que son teñidas con colorantes que permiten contrastar y diferenciar diversas estructuras que luego serán observadas al microscopio óptico.

2. Tinción de Ziehl Neelsen

Es un método especialmente útil en la búsqueda dirigida de coccidios que parasitan el intestino, basado en la alcohol-ácido resistencia por parte, principalmente, de *Cryptosporidium* spp., *Cystoisospora belli* (*Isospora belli*) y *Cyclospora cayetanensis*, los que se visualizan, por medio de este método, de coloración rojiza. La pared celular de los elementos parasitarios eliminados en la deposición, contiene ácidos micólicos con alta afinidad a carbofucsina, fijándose fuertemente y confiriendo la propiedad de resistir la decoloración con alcohol-

ácido. El colorante de fondo es azul de metileno, el cual permite un contraste que facilita la visualización de los elementos parasitarios. La coloración clásica de Ziehl Neelsen requiere calentamiento para que el colorante atraviese la pared, sin embargo, también se describe la técnica en frío, denominada Kinyoun^{12,13}, la cual realiza el ISP.

En la tinción de Ziehl Neelsen, es importante conocer las características morfológicas y tintoriales de los coccidios para identificarlos en el preparado.

Los ooquistes de *Cryptosporidium* spp son redondos, miden entre 4-6 µm de diámetro, adquieren con la tinción color rojo o fucsia intenso. Se puede reconocer una pared y el contenido en su interior que corresponde a los 4 esporozoítos, vistos en detalle, excepcionalmente, con microscopio óptico y lente de inmersión (100x)¹⁴.

Con esta técnica también se pueden observar ooquistes de *Cystoisospora belli*, los cuales miden de 25 a 30 µm de largo por 10 a 20 µm de ancho, con 1 o 2 esporoblastos, de color fucsia¹⁵ y, finalmente, ooquistes de *Cyclospora cayetanensis*, esféricos, con tamaño entre 8 a 10 µm de diámetro y cuyo interior presenta una masa color fucsia, con aspecto de mórula¹⁶. Se ha observado variabilidad en la tinción de los ooquistes, pero la refringencia característica permite diferenciarlos. Es importante recomendar, que el observador que realiza lectura de frotis teñidos con Ziehl-Neelsen para la búsqueda de coccidios intestinales, debe contar con entrenamiento y experiencia en el diagnóstico de estos elementos parasitarios, ya que en el preparado pueden estar presentes estructuras que se tiñen del mismo color.

3. Búsqueda de *Enterobius vermicularis*. Test de Graham

Otro examen relevante en el laboratorio Parasitología, es el Test de Graham¹⁷, indicado para la búsqueda de huevos y adultos del nemátodo *Enterobius vermicularis*¹⁸. La toma de muestra se realiza desde la zona perianal, utilizando cinco cintas adhesivas transparentes (una para cada día consecutivo), que luego de su aplicación, son fijadas en portaobjetos de vidrio, pudiendo así rescatar habitualmente huevos y, eventualmente adultos, para su posterior visualización al microscopio óptico. La toma de muestra del Test de Graham guarda relación directa con el ciclo biológico y hábitos del parásito, cuyas hembras cruzan el esfínter anal para realizar la puesta de huevos en la zona perianal, quedando adheridos de esta manera a la cinta adhesiva utilizada en la prueba. Es importante señalar que el EPSD, si bien permite el hallazgo de la mayoría de los enteroparásitos, no muestra buen rendimiento para la búsqueda de *Enterobius vermicularis*, debido a que los huevos de este parásito no son eliminados en las deposiciones. Muy excepcionalmente, pueden ser encontrados en esta muestra biológica, huevos o adultos del parásito.¹⁹

Control de Calidad en el Laboratorio Clínico

Todas las áreas clínicas incluidas en los laboratorios de diagnóstico (Química, Hematología, Microbiología, etc.), requieren entregar resultados veraces y cumplir con requisitos estrictos de calidad, que garanticen la confiabilidad de los resultados y así aportar de manera adecuada al proceso diagnóstico y la toma de decisiones en el manejo del caso clínico. Un examen que se realiza siguiendo los protocolos adecuados, sigue las recomendaciones vigentes nacionales y/o internacionales y se rige por normas internas de comportamiento y bioseguridad, va a estar directamente relacionado con la obtención de un resultado confiable y reproducible.

Previo a implementar un protocolo o nueva metodología, esta debe ser validada, verificada y aprobada, para asegurar su calidad y utilidad.

Al mismo tiempo, aquellas metodologías ya implementadas, deben seguir siendo constantemente controladas, a fin de evaluar su estabilidad y reproducibilidad en el tiempo, tanto al interior del mismo laboratorio (control interno), como en comparación a otros laboratorios (control externo).

Validar un procedimiento o una técnica, se refiere a evaluar su desempeño y consistencia con las especificaciones previamente definidas, mientras que, verificar, es probar que ese procedimiento, una vez implementado en el propio laboratorio y bajo sus condiciones, demuestra un desempeño comparable con las especificaciones del fabricante durante su validación.²⁰ Esto último es lo que en general se realiza en los laboratorios clínicos durante el proceso de implementación de distintas metodologías analíticas tras la adquisición de éstas. Ahora, si se realizara alguna modificación a lo indicado por el fabricante, ésta debe tener un nuevo proceso de validación.

En el laboratorio de Parasitología se sigue la misma lógica. Los métodos implementados ya verificados y aplicados en rutina, deben ser puestos constantemente a prueba para evaluar su desempeño.

Cobran especial relevancia aquellas de menor automatización y que continúan siendo operador-dependientes, como el EPSD, los procesos de tinción y, especialmente, la microscopía óptica. La búsqueda de elementos parasitarios en preparados de deposiciones es completamente dependiente del observador, teniendo relación directa con su entrenamiento y experiencia, pudiendo variar los resultados entre diferentes observadores, especialmente cuando se está frente a muestras con baja carga parasitaria.

En relación al EPSD y la observación microscópica, existen dos formas de asegurar su calidad:

Control de Calidad Interno

Comprende el conjunto de procedimientos realizados al interior del laboratorio para el monitoreo y evaluación

del trabajo realizado, de la confiabilidad, mantención y el aseguramiento de la coherencia de sus resultados en el tiempo, poniendo énfasis en el hallazgo temprano de errores.²¹ Como estos procedimientos son realizados por diferentes operadores y además, el laboratorio debe cumplir con los requisitos mínimos de espacio físico, equipamiento y bioseguridad, algunas estrategias y ámbitos de evaluación para el control de calidad interno, específicamente en su etapa analítica, son: mantenimiento y revisión de equipos y reactivos, como microscopios, centrífugas, campanas de extracción, soluciones fijadoras, colorantes, etc; revisión de documentos asociados a los procedimientos y protocolos; evaluar la preparación de las láminas y finalmente, evaluar la observación microscópica.

Se debe asegurar la competencia profesional más importante en el diagnóstico enteroparasitológico directo: identificar, a través del análisis morfológico y la observación microscópica, a los agentes parasitarios prevalentes y emergentes en nuestro país. Ésta puede evaluarse mediante:

- Preparaciones dobles: realizar dos preparados de una misma muestra para evaluar el hallazgo y correcta identificación de los mismos elementos parasitarios (útil en muestras de media a alta carga parasitaria y de distribución homogénea).

- Concordancia intelector: dos o más observadores observan una misma muestra, comparando los hallazgos de cada uno, siendo el objetivo que todos concuerden, al menos en la mayoría de los casos, asegurando así la competencia de cada profesional.

Control de Calidad Externo

Se recomienda que todos los laboratorios participen de programas de evaluación externa de la calidad, especialmente aquellos que realicen el EPSD. Estos consisten, básicamente, en la recepción y análisis de muestras problema de resultado desconocido, entregando un resultado que luego será comparado con otros laboratorios que analicen las mismas muestras.

Finalmente, la institución a cargo del programa de evaluación, en Chile, la Sección Parasitología, del Instituto de Salud Pública, realiza los análisis estadísticos correspondientes, entregando una calificación final de inter-comparación. Esto permite detectar desviaciones de los resultados.²¹

Los Objetivos del estudio fueron los siguientes:

Objetivo General: Verificar las técnicas parasitológicas directas implementadas en el Laboratorio Docente de Diagnóstico Coprológico, habilitado en la Facultad de Medicina, Universidad de Chile, en base a los procedimientos del Laboratorio de Referencia de Parasitología del Instituto de Salud Pública (ISP).

Objetivos Específicos

1. Recibir capacitación en el Laboratorio de Referencia

del Instituto de Salud Pública en: a. diagnóstico microscópico de las enteroparasitosis y b. técnicas directas aplicadas en el diagnóstico coprológico de las parasitosis.

2. Elaborar, en el laboratorio de diagnóstico coprológico de la Facultad de Medicina de la Universidad de Chile, los Protocolos Operacionales Estandarizados (POEs) de técnicas aplicadas al diagnóstico coprológico de las enteroparasitosis.

3. Verificar los protocolos elaborados mediante el análisis de muestras controles (positivas y negativas), en doble ciego, enviadas por el Laboratorio de Referencia de Parasitología del Instituto de Salud Pública y su posterior intercomparación.

El propósito del estudio fue verificar en el Laboratorio Docente de Diagnóstico Coprológico de la Facultad de Medicina, Universidad de Chile, las técnicas para el diagnóstico coproparasitológico, previa capacitación en el Laboratorio de Referencia del Instituto de Salud Pública con respecto a ellas y al diagnóstico microscópico, y posterior verificación de los métodos a través de la comparación interlaboratorio y evaluación de calidad.

Materiales y Métodos

a. Capacitación

Se realizó capacitación para la realización de esta investigación, en el correcto desarrollo de los métodos diagnósticos, a cargo de los profesionales de la Sección de Parasitología del Instituto de Salud Pública, quienes programaron la entrega de los conocimientos y entrenamiento necesario para este fin. La capacitación, que se llevó a cabo en dependencias de dicho Laboratorio, comprendió:

-Entrenamiento en las técnicas de diagnóstico coprológico que serán las implementadas:

Método de Burrows modificado: La capacitación consistió en la demostración y entrenamiento teórico-práctico del método, además del manejo de materiales y equipos requeridos y el posterior procesamiento y aplicación del método por parte del investigador en muestras de deposiciones recibidas por el ISP con fines diagnósticos, durante el período de estadía.

Tinción de Ziehl Neelsen: La capacitación consistió en la demostración y entrenamiento teórico-práctico del proceso de tinción y posterior procesamiento y aplicación de la técnica por parte del investigador de todas las muestras para búsqueda de coccidios intestinales recibidas por el ISP durante el período (tinción de 25 preparaciones), incluyendo las muestras en estudio y el correspondiente control de calidad interno que validaba cada corrida.

Test de Graham: La capacitación consistió en el entrenamiento en la preparación del material necesario

para toma de muestra para la búsqueda de huevos de *Enterobius vermicularis*.

Muestras: Durante el entrenamiento, se recibieron en el ISP un total de 45 muestras para estudio coproparasitológico (compuestas por 3 frascos de deposiciones cada una), tanto para su procesamiento como EPSD tradicional por método de Burrows modificado, como también para la búsqueda dirigida de coccidios intestinales y/o *Microsporidium*. De aquellas recibidas para EPSD y búsqueda de coccidios (20 muestras = 60 frascos de deposiciones), se separaron porciones, previo a su tamizaje, para el desarrollo de este estudio.

Entrenamiento en el diagnóstico microscópico de las enteroparasitosis de mayor prevalencia en Chile: en este aspecto, se pudo observar de manera autónoma todas las muestras recibidas y procesadas por el Laboratorio de Referencia en el ISP durante el período de capacitación, siendo supervisado por Tecnólogos Médicos de la sección y posteriormente, comparando los resultados con los profesionales, realizando lectura en paralelo que permitía, por un lado, el entrenamiento del investigador y también, constituyendo un aporte al control de calidad interno al evaluar la concordancia inter-lector.

Las muestras observadas fueron tanto aquellas que llegaron directamente al ISP para estudio parasitológico, muestras del programa de evaluación externa de la calidad al cual se somete el propio ISP, el UK National External Quality Assessment Service (UK NEQAS) y, muestras que el ISP recibe para su observación y aporte en investigaciones externas. Durante el período fueron observadas 85 muestras. De éstas, 75 fueron consideradas para la evaluación de competencias de observación microscópica. Cabe destacar que las muestras utilizadas para el desarrollo de este estudio y validación de los protocolos, no fueron observadas previamente, para así mantener en ciego el posterior análisis de ellas.

Evaluación de la competencia: Concluido el entrenamiento, se aplicó una pauta de evaluación de competencias al investigador para determinar el grado de adquisición de éstas, tanto de Método de Burrows modificado y Tinción Ziehl Neelsen, como de la observación microscópica.

b. Elaboración de Protocolos Operacionales Estandarizados (POEs)

Una vez terminado el entrenamiento y evaluación de competencias y, tomando en cuenta la capacitación detallada anteriormente, la documentación ministerial, la teoría asociada a las técnicas de diagnóstico coproparasitarios, las medidas de bioseguridad y recomendaciones para el control de calidad, es que se dispuso a la elaboración de un POE para cada una de las técnicas abordadas en el presente estudio. Estos fueron revisados por el Encargado de calidad de la sección de Parasitología del ISP, para ser implementados

en el Laboratorio de Diagnóstico Coprológico de la Facultad de Medicina, durante el análisis de las muestras problema proporcionadas y previamente analizadas por el Laboratorio de Referencia.

Estos protocolos estandarizados tienen una estructura común que comprende objetivo, referencias bibliográficas, fundamento y generalidades de cada método, recomendaciones de bioseguridad, detalle de los materiales y equipos necesarios, indicaciones del método de lectura, validación de resultados e informe de estos.

Al ser protocolos diseñados para su aplicación y uso en docencia, es que no solo contienen el detalle de los pasos a seguir e indicaciones técnicas, además, incluye fundamentos teóricos y consideraciones importantes para la formación profesional, sirviendo entonces como protocolo de trabajo, a la vez que siendo material de apoyo al estudio y desarrollo del conocimiento.

c. Implementación de los POEs

Para ello, se dispuso de todos los insumos y equipos necesarios para cada una de las técnicas:

-Método de Burrows Modificado: vasos plásticos, malla de tamizaje de abertura 420 µm de diámetro, paletas de madera y baguetas de vidrio, tubos de centrífuga de 15 mL., suero fisiológico 0,85%, pisetas, acetato de etilo, portaobjetos 75 mm de largo x 25 mm de ancho, 1 mm – 1,2 mm de grosor, cubreobjetos de 22 x 22 mm, tinciones (MIF y Tionina).

-Tinción de Ziehl Neelsen: portaobjetos de aproximadamente 75 mm x 25 mm, metanol, fucsina básica, azul de metileno, solución alcohol-ácido, pisetas y soporte de tinción.

-Test de Graham (Instructivo y Preparación de material de toma de muestras): portaobjetos de aproximadamente 75 mm x 25 mm, cinta adhesiva transparente, instrucciones impresas con indicaciones para la toma de muestra, sobre de papel grueso/bolsa plástica hermética.

-Equipos básicos: centrífuga de mesa con capachos adaptables para tubos de 15 mL y con capacidad entre 1000 y 3000 RPM; microscopio óptico con objetivos 10x, 40x y objetivo de inmersión y soporte de tinción.

d. Comparación de las técnicas

La evaluación de los POEs y, así, de las técnicas, se realizó mediante la comparación inter-laboratorio entre los resultados obtenidos por el investigador en el Laboratorio Docente de Diagnóstico Coprológico de la Facultad de Medicina y los resultados obtenidos por el Laboratorio de Referencia de Parasitología del ISP, en el análisis de 20 muestras en paralelo, en ciego, por ambas partes. Éstas 20 muestras fueron procesadas como EPSD por Método de Burrows modificado y también teñidas mediante Ziehl Neelsen. De esta comparación, se calculó un porcentaje de concordancia, cuya meta propuesta fue

un valor mayor o igual al 90%, evaluando así tanto el procesamiento como la lectura de las muestras. A partir de los resultados, el ISP realizó una evaluación estadística de los métodos aplicados, Burrows modificado y Tinción de Ziehl Neelsen, a través de la comparación interlector de las muestras y posterior aplicación de la Evaluación de Métodos Cualitativos según el Protocolo CLSI EP12-A2 de Evaluación del Rendimiento de Pruebas Cualitativas, obteniendo datos como sensibilidad, especificidad, valores predictivos, exactitud diagnóstica, entre otros. Un alto grado de concordancia tiene entonces, relación directa con el correcto funcionamiento y aplicación del método implementado en el laboratorio y bajo sus condiciones, ya que, una técnica bien aplicada, permitirá recuperar y detectar los elementos parasitarios presentes en las muestras (si los hubiese). Con respecto al POE del Test de Graham, este fue revisado y aprobado, pero no puesto a prueba en el Laboratorio, ya que más bien consiste en un protocolo que da las directrices y contenidos para entregar correctamente las instrucciones de toma de muestras y la preparación del material para ello, por lo que el entrenamiento, la demostración de la competencia del armado del material y la revisión del protocolo elaborado, fueron suficientes.

A continuación, se presentan los logros relacionados con los objetivos específicos formulados en la investigación:

Con respecto al **primer objetivo** específico, la capacitación se realizó de acuerdo a lo programado. Tuvo una duración de siete semanas, entre los meses de mayo y junio del presente año, incluyendo un período de formación teórico-práctica en el diagnóstico microscópico de las enteroparasitosis y en técnicas directas aplicadas en el diagnóstico coprológico de las parasitosis. Finalizando el período de entrenamiento, se aplicó una evaluación calificada de competencias adquiridas, obteniendo nota final 7,0 para la competencia de aplicación del Método de Burrows Modificado y Tinción de Ziehl Neelsen modificada. Además, obtuvo un porcentaje de concordancia de 88% para la competencia de observación microscópica, en la intercomparación de 75 muestras observadas.

Con respecto al **segundo objetivo** específico, con las competencias adquiridas, la experiencia obtenida en el Laboratorio de Referencia de Parasitología y teniendo la bibliografía requerida, se elaboraron tres protocolos operacionales estandarizados (POEs) para el Método de Burrows modificado, Tinción Ziehl Neelsen y Test de Graham (Anexos 1-3). Estos fueron revisados por el Encargado de Calidad de la Sección de Parasitología del ISP y aprobados por las académicas responsables del estudio.

Los protocolos siguen una estructura común e incluyen contenido práctico para su aplicación en el

laboratorio, generalidades, fundamentos e información teórica relevante. En cada uno de los POEs se incluyeron las referencias bibliográficas específicas.

Finalmente, con respecto al **tercer objetivo** específico, se detallan a continuación los resultados obtenidos de la observación microscópica de las 20 muestras problemas entregadas para observación y diagnóstico, las cuales fueron procesadas por Método de Burrows modificado y teñidas mediante Tinción Ziehl Neelsen.

La **Tabla 1** muestra los resultados diagnósticos del EPSD, tanto del investigador como del Laboratorio de Referencia de Parasitología del ISP, mientras que en la **Tabla 2**, se observan los resultados obtenidos en la tinción Ziehl Neelsen. La primera columna, ID MUESTRA, corresponde al código interno asignado a cada muestra problema, las casillas en negro indican que en el caso de esa muestra, no se realizó tinción Ziehl Neelsen y, destacadas en rojo, se detallan las discordancias encontradas.

ID MUESTRA	Resultado Tesista	Resultado ISP
MC-PSD006	No se observan elementos parasitarios	No se observan elementos parasitarios
MC-PSD007	No se observan elementos parasitarios	No se observan elementos parasitarios
MC-PSD008	No se observan elementos parasitarios	No se observan elementos parasitarios
MC-PSD009	No se observan elementos parasitarios	No se observan elementos parasitarios
MC-PSD010	No se observan elementos parasitarios	No se observan elementos parasitarios
MC-PSD011	Se observan quistes y pre quistes de <i>Entamoeba coli</i> y quistes de <i>Endolimax nana</i>	Se observan quistes y pre quistes de <i>Entamoeba coli</i> y quistes de <i>Endolimax nana</i>
MC-PSD012	Se observan formas vacuoladas de <i>Blastocystis</i> sp	Se observan formas vacuoladas de <i>Blastocystis</i> sp
MC-PSD013	No se observan elementos parasitarios	No se observan elementos parasitarios
MC-PSD014	Se observan formas vacuoladas de <i>Blastocystis</i> sp y quistes de <i>Entamoeba coli</i>	Se observan formas vacuoladas de <i>Blastocystis</i> sp y quistes de <i>Entamoeba coli</i>
MC-PSD015	No se observan elementos parasitarios	No se observan elementos parasitarios
MC-PSD016	No se observan elementos parasitarios	No se observan elementos parasitarios
MC-PSD017	No se observan elementos parasitarios	No se observan elementos parasitarios
MC-PSD018	No se observan elementos parasitarios	No se observan elementos parasitarios
MC-PSD019	No se observan elementos parasitarios	No se observan elementos parasitarios
MC-PSD020	No se observan elementos parasitarios	No se observan elementos parasitarios
MC-PSD021	No se observan elementos parasitarios	No se observan elementos parasitarios
MC-PSD022	No se observan elementos parasitarios	No se observan elementos parasitarios
MC-PSD023	Se observan formas vacuoladas de <i>Blastocystis</i> sp	No se observan elementos parasitarios
MC-PSD024	Se observan formas vacuoladas de <i>Blastocystis</i> sp	No se observan elementos parasitarios
MC-PSD025	No se observan elementos parasitarios	No se observan elementos parasitarios

Tabla 1. Informe de observación microscópica EPSD

De las 20 muestras de EPSD analizadas, 17 eran verdaderos positivos y 3 verdaderos negativos según el Laboratorio de Referencia, sin embargo, se identificaron dos discrepancias, resaltadas en color rojo, específicamente en las muestras MC-PSD023 y MC - PSD024, donde el investigador informó la

presencia de formas vacuoladas de *Blastocystis* sp., mientras que el ISP no detectó elementos parasitarios. A continuación, se muestran los resultados de la Evaluación de Métodos Cualitativos según el Protocolo CLSI EP12-A2 para el EPSD:

MÉTODO A EVALUAR	TABLA DE CONTINGENCIA		PANEL DE REFERENCIA		TOTAL
	POSITIVOS	POSITIVOS	NEGATIVOS	VP + FP	
		VP	FP	FN + VN	
NEGATIVOS	3	2	5		15
	0	15	15		
	VP + FN	FP + VN	VP + FP + FN + VN	33	
TOTAL	3	17	20		

PARÁMETRO DE DESEMPEÑO EVALUADO		P	%	INF	SUP	REQUISITO %	CUMPLIMIENTO
SENSIBILIDAD	S	1,00	100,0	43,9	100,0		CUMPLE
ESPECIFICIDAD	E	0,88	88,2	65,7	96,7		CUMPLE
TAZA DE FALSOS POSITIVOS	TFP	0,12	11,8	3,3	34,3		CUMPLE
TAZA DE FALSOS NEGATIVOS	TFN	0,00	0,0	0,0	56,1		CUMPLE
VALOR PREDICTIVO POSITIVO	VPP	0,60	60,0	23,1	88,2		CUMPLE
VALOR PREDICTIVO NEGATIVO	VPN	1,00	100,0	79,6	100,0		CUMPLE
RAZON DE VERO SIMILITUD POSITIVA	RV+		8,5	2,8	14,2	10%	
RAZON DE VERO SIMILITUD NEGATIVA	RV-		0,000	0,0	0,0	0,10%	
EXACTITUD DIAGNÓSTICA	ED	1,13	113,33	92,5	134,2	100%	
PROB. ACUERDO (POTENCIA)	PA	0,90	90,0	76,6	103,4	90%	CUMPLE
CONCORDANCIA AC1	AC1	0,85				>0,61	CUMPLE
CONCORDANCIA PI	π	0,69				>0,61	
CONCORDANCIA KAPPA	κ	0,69				>0,61	
PRUEBA chi cuadrado	X^2	0,50				<3,84	

De acuerdo al análisis estadístico, el método implementado en el Laboratorio Docente, en comparación al Laboratorio de Referencia, demostró un excelente desempeño diagnóstico, con una sensibilidad de 100% y especificidad de 88,2%, los cuales tienen relación con la capacidad de obtener un resultado y diagnóstico parasitológico correcto al analizar una muestra. Todos los parámetros medidos cumplieron con los requisitos estadísticos establecidos según la escala de evaluación, demostrando, por ejemplo, una tasa de falsos positivos (11,8%) tres veces menor al límite superior (34,3%), una tasa de falsos negativos de 0% y una exactitud diagnóstica de 113%. El valor predictivo positivo (VPP) es la probabilidad

de tener la infección si el resultado de una prueba, en este caso el EPSD por método de Burrows modificado, es positivo, el cual en este estudio arrojó un VPP de 60%.

Por el contrario, el valor predictivo negativo (VPN) es la probabilidad de no tener la infección con un resultado negativo, en este caso, teniendo un VPN de 100%.

La concordancia obtenida también cumple con los requisitos establecidos, demostrando una muy buena correlación entre la técnica implementada y la de referencia.

Por último, la prueba del chi cuadrado demuestra una relación y asociación significativa entre los resultados comparados.

ID MUESTRA	Resultado Tesista	Resultado ISP
MC-PSD006	No se observan ooquistas de coccidios intestinales	No se observan ooquistas de coccidios intestinales
MC-PSD007	No se observan ooquistas de coccidios intestinales	No se observan ooquistas de coccidios intestinales
MC-PSD008	No se observan ooquistas de coccidios intestinales	No se observan ooquistas de coccidios intestinales
MC-PSD009	No se observan ooquistas de coccidios intestinales	No se observan ooquistas de coccidios intestinales
MC-PSD010	No se observan ooquistas de coccidios intestinales	No se observan ooquistas de coccidios intestinales
MC-PSD011	No se observan ooquistas de coccidios intestinales	No se observan ooquistas de coccidios intestinales
MC-PSD012	No se observan ooquistas de coccidios intestinales	No se observan ooquistas de coccidios intestinales
MC-PSD013	No se observan ooquistas de coccidios intestinales	No se observan ooquistas de coccidios intestinales
MC-PSD014	No se observan ooquistas de coccidios intestinales	No se observan ooquistas de coccidios intestinales
MC-PSD015	No se observan ooquistas de coccidios intestinales	No se observan ooquistas de coccidios intestinales
MC-PSD016	No se observan ooquistas de coccidios intestinales	No se observan ooquistas de coccidios intestinales
MC-PSD017	No se observan ooquistas de coccidios intestinales	No se observan ooquistas de coccidios intestinales
MC-PSD018	No se observan ooquistas de coccidios intestinales	No se observan ooquistas de coccidios intestinales
MC-PSD019	No se realizó tinción de Ziehl Neelsen	No se realizó tinción de Ziehl Neelsen
MC-PSD020	No se observan ooquistas de coccidios intestinales	No se observan ooquistas de coccidios intestinales
MC-PSD021	No se observan ooquistas de coccidios intestinales	No se observan ooquistas de coccidios intestinales
MC-PSD022	No se observan ooquistas de coccidios intestinales	No se observan ooquistas de coccidios intestinales
MC-PSD023	No se observan ooquistas de coccidios intestinales	No se observan ooquistas de coccidios intestinales
MC-PSD024	No se realizó tinción de Ziehl Neelsen	No se realizó tinción de Ziehl Neelsen
MC-PSD025	No se observan ooquistas de coccidios intestinales	No se observan ooquistas de coccidios intestinales

Tabla 2. Informe de observación microscópica Tinción Ziehl Neelsen.

De las 20 muestras teñidas mediante tinción Ziehl Neelsen, todas eran negativas según el Laboratorio de Referencia, por lo que se obtuvo una concordancia del 100% en la lectura de las muestras entre el investigador y el Laboratorio de Referencia, sin falsos

falsos negativos ni positivos.

A continuación, se muestran los resultados de la Evaluación de Métodos Cualitativos según el Protocolo CLSI EP12-A2 para Tinción Ziehl Neelsen:

MÉTODO A EVALUAR	TABLA DE CONTINGENCIA		PANEL DE REFERENCIA		TOTAL
	POSITIVOS		POSITIVOS	NEGATIVOS	
	VP	FP	VP + FP		
NEGATIVOS	0	0	0		0
	FN	VN	FN + VN		20
TOTAL	0	20	20		20
	VP + FN	FP + VN	VP + FP + FN + VN		20

PARÁMETRO DE DESEMPEÑO EVALUADO	P	%	INF	SUP	REQUISITO %	CUMPLIMIENTO
SENSIBILIDAD	S					
ESPECIFICIDAD	E	1,00	100	83,9	100	CUMPLE
TAZA DE FALSOS POSITIVOS	TFP	0,00	0	0	16,1	CUMPLE
TAZA DE FALSOS NEGATIVOS	TFN					
VALOR PREDICTIVO POSITIVO	VPP					
VALOR PREDICTIVO NEGATIVO	VPN	1,00	100,0	83,9	100,0	CUMPLE
RAZÓN DE VEROSIMILITUD POSITIVA	RV+				10%	
RAZÓN DE VEROSIMILITUD NEGATIVA	RV-				0,10%	
EXACTITUD DIAGNÓSTICA	ED				100%	
PROB. ACUERDO (POTENCIA)	PA	1,00	100,0	100	100	90% CUMPLE
CONCORDANCIA AC1	AC1	1,00			>0,61	CUMPLE
CONCORDANCIA PI	π				>0,61	
CONCORDANCIA KAPPA	κ				>0,61	
PRUEBA chi cuadrado	X^2				<3,84	

El análisis estadístico de la Tinción Ziehl Neelsen en el Laboratorio Docente, en comparación al Laboratorio de Referencia demuestran una alta fiabilidad diagnóstica, con una especificidad del 100%, una tasa de falsos positivos del 0%, un VPN de 100% y una probabilidad de acuerdo, es decir, la proporción de coincidencias, de 100%. Sin embargo, al tratarse de solo muestras negativas, no fue posible evaluar parte de los valores estadísticos, como la sensibilidad, VPP u otros estadígrafos de concordancia, ya que estos requieren la presencia de muestras tanto positivas como negativas.

Discusión

El entrenamiento recibido en el Laboratorio de Referencia de Parasitología, fue vital para la adquisición del conocimiento y competencias necesarias para el cumplimiento del objetivo general de este estudio. Este proceso, se llevó a cabo conforme a los estándares vigentes para la formación en Laboratorio Clínico, tanto de la CDC²², OMS²³ y la CLSI (Clinical and Laboratory Standards Institute)²⁴, los que recomiendan incorporar actividades de formación teórico-práctica dirigidas al personal de salud en el laboratorio, como centro para el desarrollo de competencias técnicas, teóricas y

actitudinales. Conforme con ello, la obtención de calificación máxima (7,0) en la evaluación de competencias para desarrollar el Método de Burrows Modificado y Tinción de Ziehl Neelsen, no solo refleja la adquisición de las habilidades teórico-prácticas necesarias, sino también el eficaz proceso de capacitación entregada por el equipo de Parasitología del ISP. Algo similar fue descrito en un estudio de Reji et al.²⁵ donde se evaluó el desempeño de profesionales de laboratorio pre y post entrenamiento en Tinción Ziehl Neelsen y microscopía, donde se reportó que la formación en las competencias mejoró entre el 14,5% y 23,6%, respecto del conocimiento teórico y habilidades prácticas, respectivamente, recalando así la importancia e impacto de la capacitación en el laboratorio clínico. En el presente estudio, la concordancia inter-lector del 88% obtenida durante la evaluación, representa un adecuado nivel diagnóstico, puesto que se logró detectar la mayoría de los agentes presentes e identificar correctamente los casos negativos. Según las Recomendaciones del ISP para el Control de Calidad aplicado al EPSD, se sugiere que el porcentaje de concordancia inter-lector no debiese ser menor de 50%²¹, por lo que es posible señalar que la competencia de observación microscópica evaluada cumple con los requisitos de calidad.

La capacitación, consistente en el procesamiento de muestras de deposiciones, su tinción, observación microscópica, lectura e inter-comparación con los profesionales Tecnólogos Médicos de la Sección de Parasitología, estuvo en concordancia con las recomendaciones establecidas por el ISP para los procesos de entrenamiento y evaluación de las competencias técnicas.^{21,26}

La elaboración de tres POEs, para la aplicación de los métodos de Burrows Modificado, Tinción Ziehl Neelsen y Test de Graham, aportan al aseguramiento de la calidad, pues la tarea específica se organiza de forma estandarizada, permitiendo que, quien sea la realice, obtenga resultados comparables y de desempeño similar, que se mantenga estable en el tiempo y disminuyan los errores, especialmente aquellos derivados de procesos operador-dependientes (Anexos 1-3).

En el contexto de gestión de calidad, la existencia de documentos de estructura común con contenido teórico, fundamentos, recomendaciones de bioseguridad y el detalle de los procesos, constituyen una parte fundamental de los laboratorios clínicos, siendo incluso considerados y evaluados durante los procesos de acreditación de calidad en Chile, en los cuales son requeridos los protocolos de cada procedimiento, protocolos de control de calidad internos y evidencia de su evaluación periódica²⁷. Dichos procesos permiten adaptarse a los avances tecnológicos, los que en conjunto con la evidencia científica, permiten la mejora continua.²⁸ Asimismo, la Guía de Bioseguridad para Laboratorios Clínicos del ISP señala que todas las personas que desempeñan labores en el laboratorio deben estar entrenadas y deben adoptar dichos protocolos.²⁹

La revisión y aprobación de los tres POEs elaborados, por parte del Laboratorio de Referencia Nacional, respalda los procedimientos enseñados durante el curso de Parasitología para la carrera de Tecnología Médica en la Facultad de Medicina de la Universidad de Chile, lo que permitirá la transferencia del conocimiento adquirido, a fin de que los estudiantes desarrollen las mismas competencias adquiridas en este estudio. La norma ISO 15189 de Calidad y Competencias en el Laboratorio Clínico, establece que todo documento del laboratorio debe ser revisado y aprobado, previo a su aplicación, por personal autorizado que cuente con la experiencia y competencias para determinar que es adecuado para su implementación.³⁰ En este caso, ese rol lo cumplió el ISP.

Los resultados de la observación microscópica de 20 muestras procesadas por Burrows Modificado y teñidas por Ziehl Neelsen permitieron evaluar el desempeño de las técnicas implementadas en el Laboratorio Docente.

Con respecto al EPSD por Método de Burrows

Modificado, éste demostró un desempeño diagnóstico sobresaliente, con una sensibilidad de 100% y especificidad de 88,2%, sin falsos negativos y con una exactitud diagnóstica superior al 100%. Estos resultados cumplen con los criterios definidos por el protocolo CLSI EP12-A2 de evaluación de métodos cualitativos, para establecer que cumplen con los requisitos de desempeño clínicos y técnicos de un laboratorio y, en este caso, para la verificación de la técnica implementada.^{31,32}

La gran mayoría de los estudios que han aplicado este protocolo de evaluación se han concentrado en pruebas serológicas y moleculares.

En Parasitología, las técnicas tradicionales como Burrows Modificado y Ziehl Neelsen, han sido históricamente validadas por su amplio uso y conocimiento empírico, y se someten rara vez a procesos formales de verificación estandarizada como el CLSI EP12-A2, por lo que no fue posible encontrar estudios similares al presentado en este estudio al menos relacionado con estos métodos. No obstante, al ser métodos cualitativos ampliamente utilizados en el Laboratorio de Parasitología, debe ser imperativa su evaluación de desempeño cuando son implementadas.

Solo se obtuvieron dos discrepancias, correspondientes a la detección de *Blastocystis* sp. Esto tuvo un impacto en la especificidad, que, aún establecida en 88,2%, está dentro de los márgenes aceptables establecidos por el protocolo de evaluación.³¹ Estas diferencias podrían deberse a una baja carga parasitaria en las muestras que disminuya la probabilidad de detección, y con ello, variación en el número de elementos parasitarios presentes en la muestra preparada para realizar la observación microscópica. Por otra parte, *Blastocystis* es conocido por su polimorfismo. Según Apt³³, este parásito presenta formas vacuoladas, granulares, ameboides y quísticas, con una variabilidad en tamaño y aspecto, lo que puede inducir a errores tanto por subdiagnóstico (falsos negativos) o sobrediagnóstico (falsos positivos), si se confunden formas vacuoladas, sobre todo, con artefactos. Por otro lado, también se ha descrito que las técnicas de concentración como el Método de Burrows Modificado, puede alterar o destruir las formas vacuoladas (las más comúnmente encontradas en deposiciones), afectando su visibilidad y hallazgo.³⁴

Un estudio en Sydney donde se comparó la sensibilidad de la microscopía, cultivo y PCR convencional en la detección de *Blastocystis* sp. en muestras de 513 pacientes demostró una sensibilidad de la microscopía de solo un 48%³⁵, siendo así, la técnica diagnóstica con menor porcentaje de detección.

Otro estudio, realizado en Barcelona el año 2020, demostró que la sensibilidad de la microscopía en la

búsqueda de *Blastocystis* no era dependiente del número de muestras obtenidas por paciente, pero sí recalca que esta se ve afectada frecuentemente por ser una técnica operador dependiente.³⁶

Asimismo, la inexperiencia, a pesar del entrenamiento obtenido durante el período de estudio, pudo jugar un rol al asignar una muestra negativa como falso positivo debido a este mismo polimorfismo.

Cabe destacar que la microscopía es una competencia que requiere de entrenamiento constante^{21,26}, como ya ha sido mencionado anteriormente, por lo que tener diferencias era algo esperado.

Con respecto a la Tinción de Ziehl-Neelsen, desde un punto de vista metodológico, los resultados permitirían afirmar que existe una alta fiabilidad diagnóstica de la técnica implementada y una capacidad técnica adecuada para identificar correctamente los casos negativos, lo que se sustenta con su especificidad diagnóstica del 100% y total concordancia de las muestras.

Sin embargo, la ausencia de muestras positivas impidió el cálculo de otros estadígrafos importantes, como sensibilidad y VPP. Poder superar esta limitación estadística requiere la inclusión de muestras con resultados positivos confirmados para una verificación completa de la técnica.³¹ Esto no invalida los resultados del estudio, pero sí limita la evaluación estadística de su capacidad diagnóstica en casos positivos. Aun así, la buena concordancia en los resultados, el cumplimiento del protocolo CLSI y el análisis estadístico, respaldan la capacidad del investigador y el Laboratorio Docente para implementar la técnica de manera confiable y comparable con el Laboratorio de Referencia.

El estandarizar los procedimientos, implementar las técnicas y lograr su verificación en comparación directa con el Laboratorio de Referencia del ISP, es un primer paso hacia el avance de las capacidades del Laboratorio Docente.

El siguiente paso podría ser la implementación de otras técnicas parasitológicas directas, para así enriquecer la formación en Parasitología, ampliando la gama de procedimientos en que los alumnos de Tecnología Médica y otras carreras que cursen Parasitología puedan conocer y manejar para luego aplicarlas en su quehacer profesional.

El presente trabajo colaborativo con el Laboratorio de Referencia de Parasitología del ISP y su apoyo en la verificación, abre la puerta al mejoramiento de los procesos del Laboratorio Docente de Parasitología, la amplitud de su alcance y la posible futura oferta de servicios clínicos que puedan aportar a la salud pública, con la adherencia del Laboratorio Docente al Programa de Evaluación Externa de Calidad (PEEC) del ISP, evaluando así continuamente su desempeño y manteniendo la intercomparación como una práctica habitual.

Conclusiones

El correcto diagnóstico de enteroparásitos a través del uso de métodos coproparasitológicos depende, no tan solo de la técnica utilizada, sino también del grado de estandarización de ésta y la competencia técnica del operador.

En este contexto, el desarrollo de este estudio permitió implementar y evaluar métodos diagnósticos directos utilizados de rutina en los laboratorios clínicos de Parasitología de nuestro país, al mismo tiempo de generar herramientas vitales que permitan contribuir al fortalecimiento del desarrollo profesional de los estudiantes que cursen Parasitología en la Facultad de Medicina de la Universidad de Chile.

La elaboración de los POEs constituye uno de los aportes más significativos de este estudio. Estos documentos, integran de forma clara, tanto aspectos técnicos y operacionales como los fundamentos teóricos de cada técnica, teniendo así un enfoque pedagógico claro y efectivo.

Haber logrado una buena concordancia con el Laboratorio de Referencia y obtener resultados estadísticos que cumplen con los estándares internacionales de calidad, permiten concluir que las técnicas están adecuadamente estandarizadas y los protocolos correctamente implementados, teniendo un desempeño analítico comparable al de referencia, que asegura el adecuado funcionamiento y calidad de las técnicas coprológicas en el Laboratorio Docente. Las discrepancias observadas con *Blastocystis* sp. se justifican por el polimorfismo del parásito y las limitaciones inherentes al diagnóstico microscópico directo, ampliamente reportadas en la literatura.

En conjunto, este estudio constituye un precedente relevante para el fortalecimiento del Laboratorio Docente en términos de calidad, verificación e implementación de técnicas y formación profesional. Asimismo, abre la posibilidad de continuar expandiendo sus capacidades mediante nuevas tecnologías, programas de aseguramiento de la calidad como el PEEC y una colaboración sostenida con el ISP, contribuyendo así al avance de la Parasitología y la salud pública en Chile.

Finalmente, con los POEs evaluados y aprobados, y los resultados obtenidos en la aplicación de las técnicas de diagnóstico, se cumple el objetivo principal de este estudio: lograr la verificación del Método de Burrows Modificado, Tinción Ziehl Neelsen y Test de Graham en el Laboratorio Docente de Diagnóstico Coprológico en la Facultad de Medicina de la Universidad de Chile.

Agradecimientos

A la Dra. María Isabel Jercic y todo el equipo de la Sección Parasitología del Instituto de Salud Pública de Chile (ISP), Rocío Agüero, Cynthia Riquelme,

Armin Araya y Alan Oyarce. Por recibirme, enseñarme y darme esta hermosa oportunidad, además de ser una parte vital en el desarrollo del estudio.

Anexo 1. Protocolo Operacional Estandarizado

Método de Burrows modificado. Facultad de Medicina-Universidad de Chile. Escuela de Tecnología Médica y Núcleo Interdisciplinario de Biología y Genética-ICBM. Elaborado por: Maximiliano Celis Retamal. Revisado por: TM Mg Alan Oyarce, Laboratorio de Referencia ISP-Chile Aprobado por: TM PhD Inés Zulantay. Versión 1. Fecha de emisión: 18-06-2025.

1. Objetivo

Aumentar el número de elementos parasitarios y comensales por unidad de muestra para el diagnóstico coproparasitológico, en muestras de deposiciones.

2. Referencias

- Fernández G., Franco, Zulantay A., Inés. Manual de Técnicas de Parasitología. 2023.
- Fernández G., Franco, Zulantay A., Inés. Procedimientos de Bioseguridad para el laboratorio de diagnóstico parasitológico. Facultad de Medicina de la Universidad de Chile. 2023.
- Instituto de Salud Pública (ISP). Recomendaciones para la realización del Examen Parasitológico Seriado de Deposiciones. 2023.

3. Fundamento y generalidades del método

El método de Burrows o PAFS (phenol, alcohol, formalin, sedimentation) es un método de concentración por sedimentación mediante centrifugación que permite la pesquisa de la mayoría de los elementos diagnosticables en infecciones intestinales causadas por protozoos o helmintos y es el actualmente recomendado por el ISP para procesar un EPSD (Examen parasitológico seriado de deposiciones).

Los métodos de concentración tienen como objetivo principal aumentar el número de elementos parasitarios por preparación, eliminar al máximo los restos fecales y presentar los elementos de diagnóstico inalterados, gracias a que previamente han sido sometidos a soluciones fijadoras y conservadoras.

Este método fue descrito por Burrows en 1967 y modificado en 1972 por Torres y Navarrete. Se caracteriza por su buen rendimiento en el diagnóstico de huevos de helmintos, quistes y trofozoitos de protozoos, especialmente en el diagnóstico de elementos del género *Entamoeba*. Su mayor ventaja recae en la calidad de la solución fijadora, que penetra rápidamente en el elemento parasitario permitiendo que las características morfológicas no se alteren e

inactiva las formas infectantes que pudieran estar presentes en la muestra.

Se divide en dos fases:

1. **Fase Trofozoítica:** Etapa salina, que permite la conservación de los trofozoitos.
2. **Fase Quística:** Se procesa exactamente igual al método de Telemann modificado pudiendo encontrar quistes y huevos (estos últimos en menor proporción).

Su uso está indicado en casos seleccionados en laboratorios de todo nivel y es utilizado de rutina en laboratorios con carga asistencial escasa o moderada. Algunas desventajas es el mayor costo del fijador utilizado (PAF), el procesamiento más lento que el método de Telemann y que la lectura también es más lenta y requiere de un mayor entrenamiento del observador.

La muestra requerida son heces fijadas con PAF (3) obtenidas día por medio.

4. Disposiciones generales y recomendaciones

El número de preparaciones a observar es **una por fase**, sin embargo, si el laboratorio posee más de una tinción, se recomienda que se observen dos preparaciones por fase, una por cada colorante, lo que facilita en algunos casos la identificación de elementos parasitarios.

Consideraciones de bioseguridad: Durante la obtención y el procesamiento de las muestras se deben guardar las precauciones contenidas en la guía de Procedimientos de Bioseguridad para el laboratorio de diagnóstico parasitológico (Fernández, Zulantay. 2023), para así proteger al paciente, operador, observador y el medio ambiente. Los residuos deben manejarse también según lo dispuesto en la misma guía ya mencionada. Los frascos con deposiciones y mezclados con fijador que contengan Formaldehído (como el PAF) no pueden desecharse en la basura común, sino en un recipiente especial para residuos peligrosos. Se debe contar con bidones para desechar líquidos resultantes de la centrifugación, sobrenadantes y soluciones que contengan Formaldehído.

5. Responsabilidades

Responsables de aplicación: Estudiantes de tercer año de Tecnología Médica mención Bioanálisis clínico-molecular, Hematología y Medicina Transfusional del curso de Parasitología (TM05103).

Responsables de supervisión: Profesores/as y ayudantes alumnos a cargo del curso.

6. Descripción del proceso

1. Equipos y materiales requeridos

- Microscopio óptico habilitado con ocular 10x-40x-100x
- Centrifuga habilitada para 1500 - 2000 RPM

- Acetato de etilo (Recomendado por ISP)
- Suero fisiológico (SF)
- Elementos de protección personal (EPP): pechera, guantes desechables
- Lápices o plumones para rotular
- Vaso plástico (para desechos)
- 2 vasos plásticos de boca ancha (para emulsión y tamizaje)
- Palos de madera o bagueta de vidrio
- Malla filtro de acero inoxidable de 420 µm de diámetro
- Tubos de centrífuga graduados de 15 mL
- Pipetas Pasteur desechables
- Recipiente para desechar sobrenadante
- Portaobjetos
- Cubreobjetos
- Gotario para tinción (o, en su defecto, pipetas Pasteur)
- Tinción: Tionina, MIF, Lugol o CVS (recomendado por ISP).
- Cámara húmeda con tapa
- Solución de limpieza de lentes y estructura del microscopio
- Bolsas de bioseguridad con sello rojo
- Cloro y desinfectante de mesón
- Papel absorbente

2. Procedimiento

Etapa Pre analítica:

- Evaluar si las muestras de deposición cumplen con los criterios de inclusión para el EPSD (proporción fijador/muestra, etiquetado, etc.).
- Analizar datos y antecedentes clínicos y epidemiológicos aportados en la solicitud del EPSD.
- Aplicar criterio profesional para selección del método a realizar.
- Derivar la muestra si fuera necesario al laboratorio de referencia.

Etapa Analítica:

1. Disponer en el mesón del laboratorio limpio y previamente cubierto con papel todos los elementos necesarios para la aplicación del método: depósito de desechos, vaso para emulsionar deposición, palo de madera o bagueta de vidrio para emulsión, suero fisiológico, vaso para tamizaje, malla de acero para tamizaje, pipetas Pasteur, tubo de centrífuga graduado de 15 mL., acetato de etilo, porta y cubreobjetos, tinción.
2. Enumerar los tres frascos de muestras con el mismo número. Rotular con el mismo número un tubo de centrífuga graduado de 15 mL., dos vasos plásticos y dos portaobjetos, que diferencien las fases “T” (Fase Trofozoítica) y “Q” (Fase Quística) (por ejemplo: T1 - Q1 (fases trofozoítica y quística de la muestra número 1)).
3. Preparar el vaso de tamizaje con un trozo de 10 x 10 cm de malla de acero inoxidable.
4. Verter las muestras de deposición en el vaso de

emulsión y emulsionar con la paleta de madera o bagueta de vidrio, asegurándose de que las deposiciones queden lo más homogeneizadas posible en el fijador. Si las emulsiones están muy espesas, se puede agregar un poco de suero fisiológico.

5. Vaciar suavemente la emulsión en el vaso de tamizaje sobre la malla. Ayudar al tamizaje con la misma paleta de madera o bagueta de vidrio.
6. Observar el remanente de la emulsión que queda en la malla en búsqueda de elementos parasitarios macroscópicos (adultos de *Enterobius vermicularis*, proglótidas de *Taenia* sp). Si se encuentra alguno, depositarlo en frasco con fijador para posterior identificación. Esta observación debe ser minuciosa, pudiendo ayudarse con la paleta de madera o bagueta de vidrio.
7. Retirar la malla, remover exceso de deposiciones y depositar en el recipiente correspondiente para su posterior lavado.

Fase Trofozoítica:

8. Vaciar suavemente el tamizado en el tubo de centrífuga hasta 12 mL y centrifugar a 1.800 RPM durante 3 minutos.
9. Eliminar el sobrenadante invirtiendo el tubo en el recipiente indicado para ello. Si el sedimento es menor de 0,5 mL, agregar del tamizado hasta lograr un sedimento de al menos 0,5 mL.
10. Resuspender con suero fisiológico 0,85% (0,15 M) hasta 2 mL y agitar para soltar el sedimento. Completar hasta 12 mL. con suero fisiológico y centrifugar nuevamente (3 min por 1800 RPM).
11. Descartar el sobrenadante, resuspender el sedimento hasta 2 mL con suero fisiológico 0,85% y agitar para soltar el sedimento. Luego completar a 12 mL con suero fisiológico y centrifugar por 3 minutos a 1.800 RPM. **Repetir los pasos 10 y 11 entre 2 y 4 veces hasta obtener un sobrenadante limpio y transparente.**

12. En el portaobjeto rotulado con la letra “T” colocar una gota de tinción y luego una gota de sedimento al lado o sobre esta. Si hay más de una tinción disponible, repetir el paso en el mismo portaobjetos.
13. Mezclar con una esquina del cubreobjetos y luego cubrir con el mismo. Guardar en cámara húmeda hasta su lectura.

Fase Quística:

14. Resuspender el sedimento del tubo con suero fisiológico 0,85% completando hasta 10 mL.
15. Agregar 2 mL de acetato de etilo, tapar el tubo y agitar vigorosamente por 30 segundos. Destapar lentamente el tubo. Tener precaución al momento de abrir nuevamente la tapa por la formación de aerosoles debido a la agitación. Tapar nuevamente dejando levemente suelta la tapa.

16. Centrifugar a 2.000 RPM durante 3 minutos y luego eliminar el sobrenadante de una vez, de forma rápida, invirtiendo el tubo.
17. Resuspender el sedimento con 1 mL. de suero fisiológico 0,85% y homogeneizar.
18. En el portaobjeto rotulado con la letra “Q” colocar una gota de tinción y luego una gota de sedimento al lado o sobre esta. Si hay más de una tinción disponible, repetir el paso en el mismo portaobjetos.
19. Mezclar con una esquina del cubreobjetos y luego cubrir con el mismo. Guardar en cámara húmeda hasta su lectura.

Recomendaciones de lectura:

- Recorrer la preparación con ocular 10x (huevos y larvas de helmintos) y con 40x (quistes, trofozoitos y ooquistas) de acuerdo con las recomendaciones internacionales y del ISP.
- Para preparaciones concentradas, leer después de un tiempo prudente para dejar actuar la tinción (5 min).
- La lectura debe ser ordenada y sistemática, abarcando toda la preparación y cuidando que los recorridos se superpongan para no dejar áreas sin examinar. **Lo primero es recorrer todo el borde del cubreobjeto debido que ciertos parásitos se van a los bordes por su tamaño.**
- Para la diferenciación de estados evolutivos del complejo *Entamoeba* se recomienda la observación de la disposición de la cromatina nuclear utilizando objetivo de 100x y uso de aceite de inmersión.

Informe de resultados

Si el resultado es **negativo**, es decir, no se observan elementos parasitarios, se informa de la siguiente manera:

Examen Parasitológico Seriado de Deposiciones (EPSD):

Método de Burrows Modificado.

(x) Número de muestras procesadas

Resultado: **No se observan elementos parasitarios.**

Observaciones: (si las hubiese)

Si el resultado es **positivo**, es decir, presenta estados evolutivos de protozoos o helmintos, se informa de la siguiente manera:

Examen Parasitológico Seriado de Deposiciones (EPSD):

Método de Burrows Modificado.

(x) Número de muestras procesadas

Resultado: **Se deben informar la presencia de todos los elementos observados en la muestra indicando inicialmente el estado evolutivo, además del género parasitario y la especie cuando sea posible.**

Ejemplos: Se observan...

➤Huevos de *Trichuris trichiura*

➤Quistes y trofozoítos de *Giardia intestinalis*

(=*G. duodenalis*; =*G. lamblia*)

➤Huevos de *Taenia* sp.

➤Proglótidas de *Taenia* sp. (examen macroscópico)

➤Ooquistas de *Cystoisospora belli* (*Isospora belli*)

➤Adultos de *Enterobius vermicularis* (examen macroscópico)

Observaciones: (si las hubiese)

Consideraciones:

- Siempre debe indicarse la forma evolutiva (huevo, quiste, trofozoito, etc.) y el nombre científico correctamente escrito y subrayado de o las especies encontradas.
- Se recomienda no clasificar las especies encontradas en parásitos y comensales. Sin embargo, el hallazgo de éstos últimos es un antecedente de riesgo epidemiológico de interés en la clínica.
- El hallazgo de comensales no conlleva tratamiento antiparasitario.
- Es conveniente informar la presencia de cristales de Charcot Leyden cuando se les observa.

8. Registros

Se recomienda registrar, ya sea en papel o formato digital las actividades realizadas, las que deben incluir: Nombre del paciente, número de registro, fecha del examen, edad del paciente, procedencia, técnica empleada, resultado obtenido y nombre del observador.

Anexo 2. Protocolo Operacional Estandarizado (POE) Tinción Ziehl Neelsen modificada.

Facultad de Medicina-Universidad de Chile. Escuela de Tecnología Médica y Núcleo Interdisciplinario de Biología y Genética-ICBM. Elaborado por: Maximiliano Celis-Retamal. Revisado por: TM Mg Alan Oyarce, Laboratorio de Referencia ISP-Chile Aprobado por: TM PhD Inés Zulantay. Versión 1. Fecha de emisión: 18-06-2025.-

1. Objetivo

Detectar la presencia de ooquistas de coccidios intestinales como *Cryptosporidium* spp., *Cystoisospora belli* (*Isospora belli*) y *Cyclospora cayetanensis*, mediante la observación microscópica de preparaciones teñidas con Tinción Ziehl Neelsen, tanto en frío (Kinyoun) como en caliente (Ziehl Neelsen modificado).

2. Referencias

- Fernández G., Franco, Zulantay A., Inés. Manual de Técnicas de Parasitología. 2023.
- Instituto de Salud Pública (ISP). Sección de Parasitología. Tinción de Ziehl Neelsen modificado y Kinyoun para enteroparásitos. 1a ed. 2022.

- Fernández G., Franco, Zulantay A., Inés. Procedimientos de Bioseguridad para el laboratorio de diagnóstico parasitológico. Facultad de Medicina de la Universidad de Chile. 2023.

3. Fundamento y generalidades del método

La tinción de Ziehl Neelsen, se basa en la resistencia alcohol - ácido por parte de los coccidios intestinales *Cryptosporidium* spp., *Cystoisospora belli* (*Isospora belli*) y *Cyclospora cayetanensis*, los que se visualizan por medio de este método de una coloración roja. Las paredes celulares de ciertos parásitos y bacterias contienen ácidos grasos (ácidos micólicos) de cadena larga (50 a 90 átomos de carbono) con afinidad por la carbolfucsina, fijándola fuertemente y que les confieren la propiedad de resistir la decoloración con alcohol-ácido, después de la tinción con colorantes básicos. Por esto se denominan ácido - alcohol resistentes. Las micobacterias como *M. tuberculosis* y *M. marinum* y los parásitos coccidios como *Cryptosporidium* spp. se caracterizan por sus propiedades de ácido-alcohol resistencia. La coloración clásica de Ziehl Neelsen requiere calentamiento para que el colorante atraviese la pared que contiene ceras, sin embargo, también se describe la técnica en frío, denominada Tinción Kinyoun. Se pueden usar sedimentos concentrados de heces frescas o con fijador.

También se pueden teñir otros tipos de muestras clínicas como: fluido duodenal, bilis y muestras pulmonares (esputo, lavados bronquiales o muestras de biopsias).

4. Disposiciones generales y recomendaciones

Al trabajar en el laboratorio, toda muestra biológica debe considerarse potencialmente infecciosa, por ello, cada parte del procedimiento debe realizarse utilizando los elementos de protección personal adecuados, como uniforme clínico/delantal, guantes de procedimiento y mascarilla o antiparras si se requiere. Siempre realizar lavado de manos previo y posterior al procedimiento y tener un correcto manejo de residuos y material cortopunzante, utilizando los contenedores para ello y siguiendo los protocolos correspondientes (Revisar: Procedimientos de Bioseguridad para el laboratorio de diagnóstico parasitológico. Fernández-Zulantay, 2023).

Los colorantes deben mantenerse almacenados en su frasco original, bien sellados, a temperatura ambiente y protegidos de la luz.

5. Responsabilidades

Responsables de aplicación: Estudiantes de tercer año de Tecnología Médica mención Bioanálisis clínico-molecular, Hematología y Medicina Transfusional del curso de Parasitología (TM05103).

Responsables de supervisión: Profesores/as a cargo del curso.

6. Descripción del proceso

1. Equipos y materiales requeridos

- Centrífuga
- Cronómetro
- Portaobjetos
- Pinza
- Pipetas Pasteur desechables
- Algodón
- Agua destilada o potable (corriente)
- Elementos de protección personal (EPP)
- Recipiente para desechos biológicos

Reactivos: Todos los reactivos deben llevarse a temperatura ambiente (18-28°C) por al menos 10 minutos previo a su utilización.

- Solución de Azul de metileno
- Solución Alcohol-ácido
- Solución de Fucsina fenicada

Para esta tinción se requiere la utilización de controles biológicos internos, los cuales corresponden a frotis positivos previamente fijados, pudiendo ser de cualquier coccidio intestinal que presente ooquistes de color fucsia, de un tamaño y forma característica.

2. Procedimiento

Confección del frotis: Previo a la tinción, se deben confeccionar dos extendidos (diámetro no más de 1-2 cm) sobre un portaobjeto; el grosor del frotis debe permitir la lectura a través de él. Se puede utilizar una gota del sedimento de una muestra procesada por métodos de sedimentación o flotación.

Tinción Ziehl Neelsen en caliente:

1. Rotular las muestras y el control biológico positivo.
2. Cubrir la lámina con fucsina.
3. Enrollar algodón en una pinza, humedecerlo con alcohol y encenderlo.
4. Calentar la lámina hasta la emisión de vapores blancos sin dejar que hierva (2-4 min). Si la lámina se seca, agregar más colorante. Dejar enfriar por 1 minuto.
5. Lavar la lámina con agua destilada o corriente.
6. Decolorar con alcohol-ácido durante 30 segundos (o hasta decolorar, los extendidos más gruesos requieren más tiempo). Es importante no decolorar en exceso.
7. Lavar el frotis con agua destilada o corriente.
8. Cubrir la lámina con azul de metileno durante 2-3 minutos.
9. Lavar con agua destilada o corriente.
10. Dejar secar a temperatura ambiente.

Ziehl Neelsen en frío:

1. Rotular las muestras y el control biológico positivo.
2. Cubrir el extendido con metanol y dejar secar a T° ambiente hasta su evaporación (10-15 minutos).

3. Cubrir la lámina con fucsina por 20 minutos.
4. Lavar el frotis con agua destilada o corriente.
5. Decolorar con alcohol ácido por 1 minuto (los extendidos más gruesos requieren más tiempo). Es importante no decolorar en exceso.
6. Lavar el frotis con agua destilada o corriente.
7. Cubrir la lámina con azul de metileno por 3 min.
8. Lavar el frotis con agua destilada o corriente.
9. Dejar secar a temperatura ambiente.

Lectura:

Observar al microscopio recorriendo el frotis con objetivo 40X y ante la sospecha pasar a objetivo de inmersión 100X. Leer sistemáticamente toda la preparación, cuidando que los límites de los recorridos se superpongan para no dejar áreas sin observar. Leer el control biológico para comprobar que la tinción quedó bien realizada.

Los ooquistes de *Cryptosporidium* sp. son de 4-6 µm de diámetro, redondos, de color rojo o fucsia intenso; se puede reconocer una pared y contenido en el interior (esporozoitos). El fondo de la preparación es de color azul. Con esta técnica también se pueden observar los ooquistes de *Cystoisospora belli*, los cuales son de un tamaño de 25 a 30 µm de largo por 10 a 20 µm de ancho, con 1 o 2 esporoblastos, de color fucsia.

El fondo de la preparación es de color azul.

Los ooquistes de *Cyclospora cayetanensis* miden entre 8 a 10 µm de diámetro, se ven esféricos, y su interior presenta una masa con aspecto de mórula, de color fucsia. En algunos casos, no se colorean bien, pero la refringencia característica permite diferenciarlos. El fondo de la preparación es de color azul.

Se debe tener experiencia en el diagnóstico de estos elementos ya que puede haber otras estructuras que se tiñan del mismo color.

7. Validación e informe de resultados

La corrida es válida si: en el control positivo se observan las estructuras correspondientes, con tamaño, morfología y tinción.

La corrida es rechazada si: en el control positivo no se observan estructuras correspondientes en cuanto a morfología, tamaño y tinción.

Resultados:

Si el resultado es **negativo** debe informarse:

Búsqueda de *Cryptosporidium* sp (por ejemplo)

Ziehl Neelsen Modificado

No se observan ooquistes de coccidios intestinales

Si el resultado es **positivo** debe informarse:

Búsqueda de *Cryptosporidium* sp (por ejemplo)

Ziehl Neelsen Modificado

8. Registros

Se recomienda registrar, ya sea en papel o formato digital las actividades realizadas, las que deben incluir Nombre del paciente, número de registro, fecha del examen, edad del paciente, procedencia, técnica

empleada, resultado obtenido y nombre del observador.

Anexo 3. Protocolo Operacional Estandarizado

(POE) Test de Graham. Facultad de Medicina-Universidad de Chile. Escuela de Tecnología Médica y Núcleo Interdisciplinario de Biología y Genética-ICBM. Elaborado por: Maximiliano Celis-Retamal. Revisado por: TM Mg Alan Oyarce, Laboratorio de Referencia ISP-Chile Aprobado por: TM PhD Inés Zulantay. Versión 1. Fecha de emisión: 18-06-2025

1. Objetivo

Recuperar huevos y/o adultos de *Enterobius vermicularis* de la zona perianal mediante su adherencia en una cinta adhesiva para su posterior detección al microscopio.

2. Referencias

- Fernández G., Franco, Zulantay A., Inés. Manual de técnicas de Parasitología. 2023.
- Fernández G., Franco, Zulantay A., Inés. Procedimientos de Bioseguridad para el laboratorio de diagnóstico parasitológico. Facultad de Medicina de la Universidad de Chile. 2023
- Instituto de Salud Pública (ISP). Recomendaciones para la búsqueda de huevos de *Enterobius vermicularis*. 2023.
- Zulantay A., Inés. Fernández G., Franco, Atlas de Parasitología. 2023.
- CDC. Enterobiasis. 2019. Cdc.gov.

3. Fundamento y generalidades del método

Los métodos tradicionales utilizados en laboratorio para el diagnóstico coproparasitológico, como el EPSD, tienen poca utilidad en el diagnóstico de *Enterobius vermicularis* debido a su bajo rendimiento. El método de Graham fue creado por C. F. Graham en 1941 y sigue siendo utilizado hasta el día de hoy.

Este método permite la recuperación de huevos de hembras del parásito depositados en la zona perianal de un hospedero infectado, guardando relación con el ciclo biológico del parásito. Es un método no invasivo que permite el fácil diagnóstico parasitario, es de bajo costo, de ejecución simple, posee una especificidad y sensibilidad adecuada y permite encontrar otros elementos parasitarios.

El Test de Graham permite la adherencia de huevos y/o ejemplares adultos del parásito para su identificación microscópica. Su uso está recomendado para lactantes y niños menores de 12 años. Por recomendación del Instituto de Salud Pública, a partir de los 12 años y, especialmente en adultos mayor, se prefiere la toma de muestra mediante Escobillado anal.

4. Disposiciones generales y recomendaciones

Orden o solicitud de examen: Debe contener como mínimo los siguientes datos del paciente: Nombre y apellidos, fecha de nacimiento, RUN, sexo, procedencia, dirección, establecimiento de donde deriva la muestra, nombre del profesional solicitante, diagnóstico o hipótesis diagnóstica, fecha de la toma de muestra.

Preparación del paciente:

- La muestra debe tomarse en la mañana, idealmente al despertar, antes de ir al baño y previo a cualquier aseo de la zona perianal.
- No usar pomadas, talco, cremas o aceites en esta zona durante el período de recolección de muestras, ya que podría dificultar el examen.
- Las indicaciones de la toma de muestra SIEMPRE deben ser entregadas al paciente de forma verbal y escrita.

Consideraciones de bioseguridad:

Debe tenerse en cuenta que los huevos de *E. vermicularis* son infectantes a las horas después que son depositados en la región perianal por la hembra, por lo que deben extremarse las precauciones de higiene durante y después de la toma de muestra.

Esta técnica y, considerando el riesgo infeccioso de estas muestras, requiere el uso de EPP como mascarilla simple como barrera para evitar la inhalación de huevos, los cuales son livianos y pueden flotar en el área de trabajo. Se requiere el uso de guantes, los cuales deben desecharse adecuadamente luego de la jornada. La evidencia demuestra que se pueden encontrar huevos con larvas móviles aún hasta 2 días luego de la recepción de las muestras. Finalizada la técnica se deben limpiar los mesones con alcohol al 70% u otro desinfectante adecuado, así como también el microscopio (según las instrucciones del fabricante).

5. Responsabilidades

Responsables de elaboración de instructivo de toma de muestras, análisis, validación e informe diagnóstico final: Estudiantes de tercer año de Tecnología Médica mención Bioanálisis clínico-molecular, Hematología y Medicina Transfusional del curso de Parasitología (TM05103).

Responsables de supervisión: Profesores/as y ayudantes alumnos a cargo del curso.

6. Descripción del proceso

1. Equipos y materiales requeridos

- 5 portaobjetos de 75 mm x 25 mm limpios, no necesariamente estériles
- Cinta adhesiva transparente de 12,7 mm de ancho x 9 cm de longitud
- Contenedor plástico (caja o bolsa) o de cartón rígido para proteger los portaobjetos con las muestras. Cada portaobjeto debe estar envuelto en

un papel limpio. Estos contenedores deben tener etiquetas para registrar los datos del paciente, fecha de toma de muestra y procedencia.

- Hoja impresa con las instrucciones para el paciente sobre la toma de muestras

2. Procedimiento

Preparación de los portaobjetos para el paciente: Preparar 5 portaobjetos limpios colocando un trozo de cinta adhesiva sobre cada uno en el sentido de su eje mayor cubriéndose de un extremo al otro, dejando uno de los extremos doblado sobre sí mismo. Envolver cada portaobjeto en un papel limpio, guardar los 5 en un contenedor cerrado que quede rotulado con los datos del paciente. Estos portaobjetos deben ser entregados en conjunto con el instructivo de toma de muestras por escrito.

Toma de muestras:

Se deben recolectar 5 muestras por las mañanas en días sucesivos sin que el paciente lave o limpie el margen anal y perianal, de la siguiente manera, a partir del primer día:

1. Se recomienda el uso de guantes para la toma de muestra.
2. Despegar la cinta adhesiva del portaobjetos del extremo que está doblado y sin despegar el resto de la cinta del portaobjeto.
3. El paciente se debe colocar en posición decúbito ventral y se deben separar los glúteos.
4. Se debe aplicar repetidamente la superficie engomada en la región anal y perianal.
5. Pegar la cinta adhesiva transparente sobre el portaobjeto, procurando dejarla lo más estirada posible en toda la extensión.
6. Envolver el portaobjeto en el papel y dejarlo al interior del contenedor para las muestras.
7. Después de realizar la toma de muestra debe retirar los guantes (si se usaron) y lavarse muy bien las manos.
8. Repetir los pasos anteriores los días restantes hasta completar las 5 muestras.
9. Si se observan vermes o pidulles, deberán colocarse uno en la cinta engomada y adherirlo al vidrio. Se llevará al laboratorio antes de 48 horas.
10. Las placas deben entregarse envueltas en papel o sobre con el nombre completo del paciente.

Conservación de las muestras: Las muestras pueden ser conservadas durante varias semanas en un lugar fresco y alejadas de los niños.

Pueden además ser transportadas a otras localidades sin necesidad de refrigeración, manteniéndose herméticamente cerradas.

Lecturas:

Requiere el uso de guantes y mascarilla. Las láminas se leen directamente sin preparación previa. En un microscopio óptico usar objetivos 10x y 40x, cuando sea necesario diferenciar un huevo de una burbuja de aire u otro artefacto. Leer sistemática y ordenadamente

toda la superficie de la cinta. Detener la lectura al encontrar huevos de *Enterobius vermicularis*. Si se encuentra otro elemento parasitario (por ejemplo: huevos de *Taenia* sp.) continuar la lectura en busca de huevos de *Enterobius vermicularis*. Los huevos de *Enterobius vermicularis* miden entre 50-60 µm de largo por 20-30 µm de a. Se observan transparentes, de forma ovalada y levemente aplandados a un costado y en su interior se pueden ver parcialmente embrionados.

La hembra adulta mide alrededor de 1 cm de largo por 0,4 mm de diámetro. El extremo posterior es recto, que termina en una punta alargada fina. En el extremo anterior presentan expansiones alares o cuticulares.

7. Informe de resultados

Si el resultado es **negativo**, es decir, no se observan elementos parasitarios, se informa de la siguiente manera:

Búsqueda de Huevos de *Enterobius vermicularis*.

Test de Graham.

(x) Número de muestras procesadas.

Resultado: No se observan elementos parasitarios.

Observaciones: xxx.

Si el resultado es **positivo**, es decir, presenta estados evolutivos *Enterobius vermicularis*, se informa de la siguiente manera:

Búsqueda de Huevos de *Enterobius vermicularis*.

Test de Graham

(x) Número de muestras procesadas.

Resultado: Huevos, larvas o adultos de *Enterobius vermicularis*.

Observaciones: xxx.

8. Registros

Se recomienda registrar, ya sea en papel o formato digital las actividades realizadas, las que deben incluir: Nombre del paciente, número de registro, fecha del examen, edad del paciente, procedencia, técnica empleada, resultado obtenido y nombre del observador.

Referencias

- Liempi Daniela, Zulantay Inés, Apt Werner, Canals Mauricio. Mortalidad por parasitosis endémicas e importadas en Chile. 1997-2020. Rev. Chil. Infectol. 2022; 39(2): 138-48. <http://dx.doi.org/10.4067/S0716-10182022000200138>.
- Younes N, Behnke JM, Ismail A, Abu-Madi MA. Socio-demographic influences on the prevalence of intestinal parasitic infections among workers in Qatar. Parasit Vectors. 2021; 20:14(1):63. <https://doi: 10.1186/s13071-020-04449-9>.
- Organización Internacional para las Migraciones (OMI). Informe sobre las migraciones en el mundo 2020. OMI. 2019. 528 p. https://publications.iom.int/system/files/pdf/wmr_2020_es.pdf
- Organización Mundial de la Salud (OMS). Una sola salud. Who. Int. 2023. Disponible en: <https://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/one-health>
- Zulantay I. Diagnóstico de laboratorio de las parasitosis. En: Apt Baruch W. eds. Parasitología humana. McGraw-Hill Education, 2013
- Fica Alberto, Weitzel Thomas. Gastos hospitalarios en pacientes con fascioliasis en fase aguda, hidatidosis de tratamiento quirúrgico y neurocisticercosis en un hospital general en Chile. Rev. Chil. Infectol. 2014; 31(4): 406-10. <http://dx.doi.org/10.4067/S0716-10182014000400005>.
- Garcia, Lynne S et al. "Practical Guidance for Clinical Microbiology Laboratories: Laboratory Diagnosis of Parasites from the Gastrointestinal Tract." Clinical Microbiology Reviews. 2017; 31(1): e00025-17. <https://doi:10.1128/CMR.00025-17>
- Instituto de Salud Pública (ISP). Recomendaciones para la realización del Examen Parasitológico Seriado de Deposiciones. 2023. <https://ispch.cl/wp-content/uploads/2023/08/RECOMENDACIONES-PARA-LA-REALIZACION-DEL-EXAMEN-PSD.pdf>
- Centers for Disease Control and Prevention (CDC). Diagnosis of parasitic Diseases. <https://www.cdc.gov/parasites/testing-diagnosis/index.html>
- Burrows RB. A new fixative and technics for the diagnosis of intestinal parasites. Am J Clin Pathol. 1967; 48(3):342-6. http://dx.doi.org/10.1093/ajcp/48.3_ts.342
- Torres P, Navarrete N. Comparación entre los métodos del fijador PAFS y del Telemann modificado en el diagnóstico de protozoos intestinales del hombre. Bol Chil. Parasitol. 1972; 27:90-95.
- Química Clínica Aplicada. BK Kinyoun Kit. https://cromakit.es/tienda/microbiologia/colorantes-para-microbiologia/bk-kinyoun-kit-3x250-ml/?srsltid=AfmBOooJlCrYCnyKdssC4K2npnQ9MHXsTWc-yO3M_WHMo8ASFv0fbnHB
- Orozco M. Tinción Kinyoun y dos Coccidios en VIH. Rev Med MD 2011;137: 3(2)
- Cryptosporidiosis. Cdc.gov. 2024 <https://www.cdc.gov/dpdx/cryptosporidiosis/index.htm>
- Cystoisosporiasis Cdc.gov. 2024. <https://www.cdc.gov/dpdx/cystoisosporiasis/index.htm>
- Cyclosporiasis. Cdc.gov. 2019. Disponible en: <https://www.cdc.gov/dpdx/cyclosporiasis/index.html>
- Graham CF. A device for the diagnosis of *Enterobius* infection. Am J Trop Med Hyg 1941; s1-21(1):159-61. <http://dx.doi.org/10.4269>
- Instituto de Salud Pública (ISP). Recomendaciones

- para la búsqueda de huevos de *Enterobius vermicularis*. 2023.
<http://dx.doi.org/10.4269>
19. Rawla P, Sharma S. *Enterobius vermicularis*. In: StatPearls. Treasure Island (FL): StatPearls Publishing; 2025 Jan.
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK536974/>
20. Instituto de Salud Pública. Guía para la verificación de métodos cuantitativos en el laboratorio clínico. 2024.
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK536974/>
21. Instituto de Salud Pública. Recomendaciones para el control de calidad aplicado al Examen Parasitológico Seriado de Deposiciones (EPSD). 2016.
<https://ispch.cl/wp-content/uploads/2024/05/Guia-Verificacion-Metodos-Cuantitativos-Consolidado-Final-V17052024.pdf>
22. Centers for Disease Control and Prevention (CDC). Competency Guidelines for Public Health Laboratory Professionals. MMWR Suppl. 2015; 64(1):1-81.
<https://ispch.cl/sites/default/files/Recomendaciones%20para%20el%20Control%20de%20Calidad%20EPSD.pdf>
23. Organización Mundial de la Salud (OMS). Laboratory Quality Management System Handbook. OMS; 2011.
<https://cdc.gov/mmwr/pdf/other/su6401.pdf>
24. Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI). Training and Competence Assessment; Approved Guideline. CLSI GP21-A2. 2009.
https://media.tghn.org/articles/WHO_Laboratory_quality_management_system_1.pdf
25. Reji P, Aga G & Abebe G. The role of AFB microscopy training in improving laboratory performance of Laboratory professionals: análisis of pre and post training evaluation scores. BMC Health Serv Res. 2013; 13:392.
<https://doi:10.1186/1472-6963-13-392>
26. Instituto de Salud Pública. Orientaciones para el diseño e implementación de un procedimiento de entrenamiento y evaluación de competencias técnicas en el laboratorio clínico. 2022.
https://ispch.gob.cl/wp-content/uploads/2022/09/Orientaciones-Diseno-e-Imp.-PR-Entre.-y-Eval.-Compet.-Tecnicas_.pdf
27. Superintendencia de Salud de Chile. Manual del Estándar general de Acreditación para Laboratorios Clínicos. 2022.
https://www.superdesalud.gob.cl/664/articles-4530_manual_LC_pdf.pdf
28. Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI). Developing and Managing Laboratory Documents. 2024. CLSI QMS02. 7th edition.
29. Instituto de Salud Pública (ISP) Guía de Bioseguridad para Laboratorios Clínicos. 2019. Versión 1. 2º edición.
<https://www.ispch.cl/sites/default/files/GU%C3%8DA%20DE%20BIOSEGURIDAD%20PARA%20LABORATORIOS%20CL%C3%88DNICOS.pdf>
30. International Organization for Standardization (ISO). ISO 15189:2022. Medical laboratories – Requirements for quality and competence. 4th ed. Geneva: ISO; Dec 2022.
<https://iacld.com/UpFiles/Documents/2e096ce5-485b-4f22-b7be-e557fb7d06f8.pdf>
31. Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI). EP12-A2: User Protocol for Evaluation of Qualitative Test Performance. Approved Guideline-2nd ed. 2008. Wayne, PA.
32. Pereira P. Basic method validation-Basic concepts on validation of qualitative tests. Madison (WI): Westgard QC. 2016.
<https://westgard.com/lessons/basic-method-validation/validating-qualitative-tests.html>
33. Apt W. Parasitología Humana. Capítulo 19: Blastocystiasis. McGraw Hill; 2023.
34. Garcia L. Diagnostic Medical Parasitology. 6th ed. ASM Press; 2016.
35. Roberts T, Barratt J, Harkness J, Ellis J, Stark D. Comparison of microscopy, culture, and conventional polymerase chain reaction for detection of *Blastocystis* sp. in clinical stool samples. Am J Trop Med Hyg. 2011; 84(2):308-12.
<https://doi:10.4269/ajtmh.2011.10-0447>.
36. Not A, Salvador F, Gotterris L., et al. Microscopic examination after concentration techniques for *Blastocystis* sp. detection in serial faecal samples: How many samples are needed? Parasite Epidemiology and Control. 2020; 9: e00137.
<https://doi:10.1016/j.parepi.2020.e00137>

REUNIÓN CIENTÍFICA DOCENTE - SOCHIPA 24 DE OCTUBRE, 2025

Resúmenes Trabajos Científicos Docentes

“Del seguimiento ambulatorio a la hospitalización: una transición crítica en la evolución de la enfermedad de Chagas”.

*Franco Fernández-Guardiola^{1,4}, Claudia T. Codeço², Natalia Vergara⁵, Christian García⁵,
Diego Sandoval-Vargas⁶, Mauricio Canals^{1,3}, Kasim Allel⁷*

¹Programa de Doctorado en Salud Pública, Escuela de Salud Pública, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Santiago, Chile.

²Programa de Computação Científica, Fundação Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, Brazil.

³Escuela de Salud Pública, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Santiago, Chile.

⁴Departamento de Tecnología Médica, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Santiago, Chile.

⁵Departamento de Epidemiología, Subsecretaría de Salud Pública, Ministerio de Salud de Chile, Santiago, Chile.

⁶Centre for Biotechnology and Engineering (CEBIB), Departamento de Ingeniería química, Biotecnología y Materiales, Universidad de Chile, Santiago, Chile.

⁷Health Economics Research Centre, Nuffield Department of Population Health, University of Oxford, Oxford, UK.

Introducción: La enfermedad de Chagas continúa siendo un desafío relevante de salud pública en América Latina. Aunque su curso clínico suele ser crónico y silencioso, ciertos eventos pueden marcar una transición crítica en la trayectoria del paciente. La hospitalización es uno de estos eventos, y su papel como marcador de severidad y riesgo de mortalidad ha sido poco explorado. **Métodos:** Se realizó un estudio de cohorte retrospectivo nacional, incluyendo 17.510 casos confirmados de Chagas en Chile entre 2007 y 2021. Se integraron registros de vigilancia, hospitalización y defunciones. Se aplicaron curvas de Kaplan-Meier y modelos de regresión de Cox, considerando la hospitalización como covariable fija y como covariable dependiente del tiempo. **Resultados:** El 3,7% de los pacientes fue hospitalizado al menos una vez. La mediana de días hospitalizados fue mayor en quienes fallecieron (15 días vs. 6 días; $p < 0,001$). La hospitalización se asoció a un riesgo de muerte 14 veces mayor (HR: 14,4; IC95%: 10,3–20,2), y este riesgo aumentó a 467 veces al modelarla como variable dependiente del tiempo (HR: 467,0; IC95%: 296,2–736,2). Sin embargo, la probabilidad de sobrevida siguió siendo alta en términos absolutos. La sobrevida al año fue de 99,8% en no hospitalizados y 97,0% en hospitalizados. A 10 años, la sobrevida en pacientes hospitalizados fue de 91,6% en menores de 70 años y 76,3% en mayores de 70. **Conclusiones:** Aunque la hospitalización aumenta significativamente el riesgo relativo de morir, la mayoría de los pacientes con Chagas sobrevive, incluso después de un ingreso hospitalario. Este evento no implica necesariamente un desenlace fatal, pero si representa una fase crítica en la evolución clínica, actuando como un verdadero marcador centinela de descompensación. Su monitoreo oportuno puede fortalecer los sistemas de alerta temprana y la priorización clínica, permitiendo una mejor asignación de recursos, optimizando la respuesta sanitaria y contribuyendo a la reducción de desenlaces fatales evitables.

“Positividad de toxoplasmosis en migrantes: un análisis de condiciones sociodemográficas, habitacionales e higiene”.

Juan Pablo Ramírez¹, Paola Gazmuri Barrios², Inés Zulantay³, Mauricio Canals⁴,
Diego Sandoval-Vargas⁵, Franco Fernández-Guardiola^{6,7}

¹Escuela de Tecnología Médica, Facultad de Medicina, Universidad de Chile.

²Departamento de Tecnología Médica, Facultad de Ciencias de la Salud, Universidad de Tarapacá.

³Laboratorio de Básico-Clínico de Parasitología, Instituto de Ciencias Biomédicas, Facultad de Medicina, Universidad de Chile.

⁴Escuela de Salud Pública, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Santiago, Chile.

⁵Centre for Biotechnology and Engineering (CEBIB), Departamento de Ingeniería Química, Biotecnología y Materiales, Universidad de Chile, Santiago, Chile.

⁶Programa de Doctorado en Salud Pública, Escuela de Salud Pública, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Santiago, Chile.

⁷Departamento de Tecnología Médica, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Santiago, Chile.

Introducción: La toxoplasmosis afecta al 55.9% de la población en zonas endémicas de Chile, con seropositividad en el 40% de adolescentes. En trabajadores de riesgo, la prevalencia alcanza el 61,5%. En migrantes, la exposición sin diagnóstico oportuno agrava el pronóstico. A pesar de esta carga, Chile carece de vigilancia activa y medidas preventivas específicas. **Métodos:** Se realizó un estudio observacional transversal de 158 personas migrantes en Arica, Chile. Se aplicó una encuesta epidemiológica estructurada que recopiló antecedentes sociodemográficos, habitacionales y tenencia de animales. Se obtuvieron muestras de sangre venosa, analizadas mediante inmunoensayo enzimático (ELISA) para detección de anticuerpos contra *Toxoplasma gondii*. **Resultados:** La población estudiada (n=158) presentó una prevalencia de toxoplasmosis del 41.1%. La edad media fue mayor en positivos (39.2 años) que en negativos (37.8 años), con diferencia estadísticamente significativa ($p<0.001$). En cuanto al sexo, los positivos incluyeron una mayor proporción de hombres (36.9% vs 23.7%; $p<0.001$), mientras que las mujeres fueron más frecuentes en el grupo negativo. La nacionalidad fue mayoritariamente venezolana en ambos grupos, aunque con diferencias en la distribución ($p=0.004$). El nivel educacional también mostró asociación, con mayor proporción de enseñanza media/superior en positivos (68.7% vs 63.2%; $p<0.001$). El hacinamiento no presentó diferencias relevantes ($p=0.277$). La tenencia de animales de compañía y de traspasio fue más frecuente en positivos, ambas con diferencias significativas ($p<0.001$). De igual forma, la presencia de plagas urbanas se asoció a mayor positividad ($p<0.001$). En prácticas de higiene, tanto el lavado de manos como de frutas fueron menos frecuentes en positivos, con diferencias significativas ($p<0.001$). El uso de la misma tabla no mostró diferencias ($p=0.56$), pero el material de la tabla sí se asoció significativamente ($p<0.001$). Finalmente, la distribución de agua mostró diferencias en la prevalencia de Toxoplasmosis ($p=0.001$). **Conclusiones:** La toxoplasmosis presentó alta prevalencia en migrantes en Arica, asociada a edad, sexo, educación, condiciones de vida, tenencia de animales y prácticas de higiene. Estos hallazgos evidencian la necesidad de fortalecer la vigilancia y diseñar intervenciones preventivas específicas en poblaciones vulnerables expuestas a factores ambientales y sociales.

Financiamiento: UTA-Mayor 7723-22. Universidad de Tarapacá

“Implementación y verificación de técnicas coprológicas para el diagnóstico de enteroparasitos en la Facultad de Medicina, Universidad de Chile”.

**Maximiliano Celis-Retamal¹, María Isabel Jercic², Inés Zulantay³,
Werner Apt, Franco Fernández Guardiola⁴**

¹ Tesista. Escuela de Tecnología Médica. Facultad de Medicina, Universidad de Chile.

² Sección Parasitología. Instituto de Salud Pública. Santiago, Chile

³ Laboratorio de Parasitología Básico-Clinico. Núcleo Interdisciplinario de Biología y Genética. ICBM. Facultad de Medicina, Universidad de Chile.

⁴ Departamento de Tecnología Médica, Facultad de Medicina, Universidad de Chile.

Introducción: Las enteroparasitosis continúan siendo un problema relevante de salud pública, especialmente en contextos de desigualdad socioeconómica y sanitaria. El diagnóstico coproparasitológico directo es aún la principal herramienta en su confirmación, requiriendo procedimientos estandarizados y personal competente. En este contexto, las universidades tienen un rol fundamental en la formación profesional, siendo indispensable, en la formación del Tecnólogo Médico, especialidad Laboratorio Clínico, contar con un laboratorio docente para estos fines diagnósticos. **Objetivo:** Implementar y verificar de técnicas coprológicas en el Laboratorio Docente de Diagnóstico Coproparasitológico de la Facultad de Medicina de la Universidad de Chile, en base a los procedimientos del Laboratorio de Referencia de Parasitología del Instituto de Salud Pública (ISP). **Materiales y Métodos:** Se realizó una capacitación teórico-práctica de siete semanas en el Laboratorio de Parasitología del ISP, abordando el diagnóstico microscópico de enteroparásitos y la aplicación de tres técnicas: Método de Burrows Modificado, Tinción de Ziehl-Neelsen y Test de Graham, la cual finalizó en una evaluación y certificación de competencias. Se elaboraron Protocolos Operacionales Estandarizados (POE) para cada método, los cuales fueron revisados y aprobados por el ISP. Finalmente, su verificación se efectuó mediante el análisis en doble ciego de 20 muestras procesadas y observadas paralelamente en el Laboratorio Docente y en el ISP. Aplicando posteriormente el protocolo CLSI EP12-A2 para la evaluación del desempeño cualitativo, los resultados de ambos laboratorios fueron comparados entre sí, permitiendo evaluar el desempeño de cada técnica implementada en el Laboratorio Docente. **Resultados:** En comparación al Laboratorio de Referencia, el Método de Burrows implementado en el Laboratorio Docente demostró un óptimo desempeño diagnóstico, con una sensibilidad del 100% y especificidad de 88,2%. La Tinción de Ziehl Neelsen demostró una especificidad del 100%, con una tasa de 0% de falsos positivos. El protocolo de Test de Graham fue aprobado e implementado sin evaluación, ya que no conlleva un proceso analítico/procedimental medible. **Conclusiones:** Las técnicas implementadas demostraron desempeño analítico óptimo y concordancia con el Laboratorio de Referencia de Parasitología del ISP, cumpliendo estándares internacionales de calidad. La elaboración y validación de los POE fortalecen la enseñanza práctica en Parasitología, aportando al aseguramiento de la calidad. Los docentes de Parasitología de la Facultad de Medicina, continuarán optimizando la implementación descrita, en beneficio de la docencia disciplinar.

Resúmenes de Trabajos de Ingreso
Sociedad Chilena de Parasitología – SOCHIPA

“Efectos de la inhibición de la adquisición y transporte de esteroles sobre la proliferación de parásitos coccidios en células primarias de endotelio bovino”.

Camilo Larrazabal^{1,2}, Liliana M.R. Silva^{2,3}, Carlos Hermosilla², Anja Taubert²

¹ Departamento de Ciencias Veterinarias y Salud Pública, Universidad Católica de Temuco, Temuco, Chile.

² Instituto de Parasitología, Centro de Investigación Biomédica Seltersberg, Justus-Liebeg Universität Giessen, Giessen, Alemania.

³ Centro de Investigación Interdisciplinaria Egas Moniz (CiiEM), Escuela de Salud y Ciencia Egas Moniz, Caparica, Almada, Portugal.

Introducción y Objetivo: Los coccidios son un grupo de parásitos intracelulares que afectan animales domésticos. En especies de rápida replicación, la proliferación del parásito toma 24-48 horas, culminando con la lisis de la célula huésped. En este contexto, la proliferación requiere nutrientes y metabolitos. No obstante, dado que los parásitos coccidios son incapaces de sintetizar colesterol, esta molécula es obtenida desde la célula huésped vía biosíntesis de novo y/o captación extracelular. En general, diferentes proteínas, como el receptor tipo B clase 1 de captadores (SR-BI), la proteína tipo Niemann-Pick C1 (NPC1L1), la proteína Niemann-Pick C1 (NPC1) y la P-glicoproteína (P-gp), están involucradas en la captación y el tráfico de esteroles. A pesar de la relevancia fisiológica de estas, su rol en la proliferación parásitos de importancia veterinaria, como *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum* y *Besnoitia besnoiti*, es menos clara. El objetivo de este trabajo es evaluar la participación de estos transportadores en la proliferación intracelular. **Métodos:** Se utilizaron tratamientos con inhibidores (BLT-1, ezetimiba y U18666a) para bloquear SR-BI, NPC1L1 y NPC1. En el caso de P-gp, se usaron compuestos con diferenciadas especificidades (verapamilo, valsopdar, tariquidar). Células endoteliales de vena umbilical bovina (BUVEC) fueron tratadas con inhibidores y luego infectadas con taquizoítos de *T. gondii*, *B. besnoiti* o *N. caninum* (multiplicidad de infección: 1:5). A las 48 horas postinfección, los taquizoítos se contaron mediante cámara de Neubauer. **Resultados y Discusión:** Los tratamientos con BLT-1 y ezetimiba resultaron en una inhibición de la replicación de *N. caninum*, *T. gondii* y *B. besnoiti*, indicando la participación de SR-BI y NPC1L1. Además, verapamilo y valsopdar, disminuyeron la producción de taquizoítos, mientras que tariquidar solo afectó la proliferación de *B. besnoiti*. Dado que tariquidar es el más específico de estos fármacos, el efecto de verapamilo y valsopdar podría ser independiente de P-gp. Finalmente, los tratamientos con U18666a redujeron la proliferación parasitaria, demostrando que el tráfico adecuado de colesterol es esencial para la proliferación parasitaria. **Conclusiones:** Concluimos un conjunto de diferentes transportadores son requeridos para la captación de esteroles en BUVEC y que un transporte eficaz de colesterol por parte de las células huésped es necesario para la replicación del parásito.

“Un nuevo viejo aliado para el diagnóstico parasitario: lo que nos enseña la piroplasmosis equina sobre el valor orientador de los parámetros hematológicos y bioquímicos”.

**Juan Duaso¹, Alejandro Perez-Ecija¹, Esther Martínez², Ana Navarro², Adelaida De Las Heras¹
y Francisco J. Mendoza¹**

¹ Department of Animal Medicine and Surgery, University of Cordoba, 14014 Córdoba, Spain

² Gasset Laboratory, DAV SALUD SL, 18200 Granada, Spain

La piroplasmosis equina, enfermedad causada por *T. equi*, *T. haneyi* y *B. caballi* y transmitida por garrapatas, presenta signos inespecíficos, lo que dificulta su diagnóstico clínico. La identificación etiológica es crucial para definir la estrategia terapéutica, requiriendo confirmación por métodos moleculares o serológicos. Estudiamos si los parámetros hematológicos y bioquímicos rutinarios, y nuevos ratios, pueden actuar como herramientas complementarias para orientar el diagnóstico y optimizar recursos.

Se realizó un estudio retrospectivo de 1121 muestras de sangre de caballos entre 2022 y 2024, agrupadas según resultado diagnóstico. Se efectuaron hemogramas automatizados mediante citometría láser y perfiles bioquímicos completos, incluyendo ratios hematológicos (NLR, PLR, LMR, NMR, PWR, PNR, PMR, RDW:PLT) y bioquímicos (A:G, URE:Crea, Crea:URE, URE:Alb, LDH:Alb y DB/TB). La comparación entre grupos se realizó mediante ANOVA o Kruskal-Wallis, y la capacidad predictiva se evaluó mediante curvas ROC.

Los caballos PCR positivos para *B. caballi* mostraron anemia, trombocitopenia, monocitosis y alteraciones en ratios plaquetarios y monocitarios, con capacidad moderada para predecir infección activa. Los PCR positivos para *T. equi* presentaron anemia y leucocitosis, mientras que los seropositivos evidenciaron linfocitosis, neutropenia y cambios en NLR, LMR y PLR, con capacidad predictiva moderada. No se identificaron predictores hematológicos útiles para seropositivos a *B. caballi*.

En la bioquímica, los PCR+ para *B. caballi* evidenciaron elevación de bilirrubina y triglicéridos e hiponatremia. Los seropositivos para *T. equi* mostraron aumento de GLDH y TB y reducción del ratio DB/TB. Los ratios bioquímicos presentaron cambios leves, como descenso de CREA/URE en PCR+ para *B. caballi*.

En conclusión, la infección por ambos patógenos provoca cambios hematológicos y bioquímicos diferenciados. Pero no sustituyen a PCR o serología, la hematología y bioquímica rutinaria, junto con ratios derivados, pueden complementar el diagnóstico, diferenciar patógenos y optimizar recursos, actuando como “aliados orientadores”. Este enfoque podría aplicarse a otras enfermedades parasitarias, permitiendo identificar biomarcadores accesibles y de bajo costo, reconocer patrones de infección y mejorar la toma de decisiones clínicas.

Financiamiento: Beca de Doctorado Nacional, Chile (Grant number: 21230267)

INDICE DE AUTORES

Volumen 74 (3) Diciembre 2025

	-A -			
<i>Allel Kasim</i>		18, 46	<i>Mendoza Francisco J.</i>	50
<i>Apt Werner</i>		26, 48	<i>Navarro Ana</i>	50
	-			-
	-B -			-O -
<i>Barón-Cervantes Saúl</i>		6		-
	-			-P -
	-C -		<i>Pérez-Cascales Esdenka</i>	6
<i>Canals Mauricio</i>		18, 46, 47	<i>Perez-Ecija Alejandro</i>	6
<i>Celis-Retamal Maximiliano</i>		26, 48	<i>Pizarro-Flores José Miguel</i>	6
<i>Codeço Claudia T.</i>		46		-
	-			-Q -
	-D -			-
<i>De Las Heras Adelaida</i>		50		-R -
<i>Duaso Juan</i>		50	<i>Ramírez Juan Pablo</i>	47
	-			-
	-E -			-S -
	-		<i>Sandoval-Vargas Diego</i>	18, 46, 47
	-F -		<i>Silva Liliana M. R.</i>	49
<i>Fernández-Guardiola Franco</i>		18, 26, 46, 47, 48	<i>Sossa-Soruco Víctor Manuel</i>	6
	-			-
	-G -			-T -
<i>García Christian</i>		46	<i>Taubert Anja</i>	6
<i>Gazmuri Barrios Paola</i>		47	<i>Tinajeros-Guzmán Freddy</i>	6
	-			-
	-H -			-U -
<i>Hermosilla Carlos</i>		49		-
	-			-V -
	-I -		<i>Vergara Natalia</i>	18, 46
	-		<i>Vilches Jorge</i>	18
	-J -			-
<i>Jercic María Isabel</i>		26, 48		-W -
	-			-
	-K -			-X -
	-			-
	-L -			-Y -
<i>Larrañabal Camilo</i>		48		-
	-M -			-Z -
<i>Martínez Esther</i>		50	<i>Zulantay Alfaro Inés</i>	18, 26, 47, 48

Cómo publicar en la Revista Parasitología Latinoamericana

Instrucciones a los autores a partir del Volumen 67 (1) 2018. Alcance y política editorial
Parasitología Latinoamericana (PLA):

Sólo acepta contribuciones originales e inéditas en las siguientes secciones:

1. Parasitología médica y/o veterinaria (Reporte de casos, series de casos, revisiones, investigación original).
2. Biología y ecología de parásitos (Taxonomía, revisiones, investigación original).
3. Zoonosis y Entomología médica (Notas taxonómicas, revisiones, investigación original).
4. Artículos especiales (Notas Prácticas, Noticias, Crónicas, etc.)

Frecuencia de publicación

Revista Parasitología Latinoamericana publica dos números anuales. Eventualmente, se podrían publicar números en forma extraordinaria.

Forma y preparación de manuscritos

- Los trabajos deben ser escritos en formato Word, doble espacio, tamaño de letra 12, hoja tamaño carta (21 x 27 cms.) dejando márgenes no inferiores a 3 cm. a ambos lados.
- Los artículos podrán ser enviados en Inglés, Castellano o Portugués.
- Los artículos deben constar de las siguientes partes: Título, Abstract/Resumen (en inglés y en idioma original), Introducción, Material y Métodos, Resultados, Discusión, Conclusiones, Agradecimientos y Referencias. Eventualmente Resultados y Discusión podrán presentarse en conjunto y según sea la sección, algunas de sus partes podrán ser omitidas.
- Las Tablas, Figuras, Leyendas de las Figuras y Referencias deben agregarse en páginas aparte. Se deben enviar las figuras en archivos separados con formato TIFF o JPEG con resolución mínima de 600 dpi. Las Fotografías deben ser nítidas y bien contrastadas en blanco y negro, numeradas convenientemente. En el texto, las tablas se deben citar entre paréntesis con su número (ej: Tabla 1) las figuras entre paréntesis como Fig. y su número (ej.: Fig. 1)
- Referencias: A partir del número 67(1) de 2018 las Referencias deben ser consignadas en el texto mediante un número entre paréntesis “suprascript”, por ejemplo: “... el parásito evita la respuesta inmune (1,3, 12-17)”.
- En el listado de referencias, estas deberán ser por número siguiendo el estilo Vancouver

Ejemplos:

Libros

1. Mason J. Concepts in dental public health. Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins; 2005.
2. Ireland R, editor. Clinical textbook of dental hygiene and therapy. Oxford: Blackwell Munksgaard; 2006.

Dos a 6 Autores/Editores

1. Miles DA, Van Dis ML, Williamson GF, Jensen CW. Radiographic imaging for the dental team. 4th ed. St. Louis: Saunders Elsevier; 2009.
2. Dionne RA, Phero JC, Becker DE, editors. Management of pain and anxiety in the dental office. Philadelphia: WB Saunders; 2002.

Más de 6 Autores/editores: agregar et al., después del sexto.

Capítulo de libro

1. Alexander RG. Considerations in creating a beautiful smile. In: Romano R, editor. The art of the smile. London: Quintessence Publishing; 2005. p. 187-210.

E-book

1. Irfan A. Protocols for predictable aesthetic dental restorations [Internet]. Oxford: Blackwell Munksgaard; 2006 [cited 2009 May 21]. Available from Netlibrary: <http://cclsw2.vcc.ca:2048/login?url=http://www.netLibrary.com/urlapi.asp?action=summary&v=1&bookid=181691>

Journals

Abreviaciones según PubMed Journals Database

1. Haas AN, de Castro GD, Moreno T, Susin C, Albandar JM, Oppermann RV, et al. Azithromycin as a adjunctive treatment of aggressive periodontitis: 12-months randomized clinical trial. *J Clin Periodontol.* 2008; 35(8):696-704.
2. Tasdemir T, Yesilyurt C, Ceyhanli KT, Celik D, Er K. Evaluation of apical filling after root canal filling by 2 different techniques. *J Can Dent Assoc.* 2009 Apr;75(3): 201a-201d. PMID: 19356318. Available from: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/19356318/>

Revisores

Los trabajos son enviados a dos o tres revisores conocedores del tema, los cuales entregan sus observaciones y califican el artículo de acuerdo a los siguientes criterios:

- Aceptado sin modificaciones
- Aceptado con modificaciones menores
- Aceptado con modificaciones mayores
- No recomendable para su publicación

Las observaciones se harán llegar a los autores, los cuales podrán re-enviar el artículo para la segunda etapa de revisión. Si las modificaciones son aceptadas por los revisores, el artículo será aceptado en forma definitiva para su publicación. En esta etapa, el Comité de Redacción se reserva el derecho de hacer algunas correcciones de forma, cuando lo estime conveniente.

Envío de manuscritos

Los artículos deben ser enviados a la Editora de Revista Parasitología Latinoamericana Prof. Inés Zulantay Alfaro, email: parasitologialatinoamericana@gmail.com

Costo de la publicación: Por determinar.

REVISTA
**PARASITOLOGÍA
LATINOAMERICANA**



Órgano Oficial de la SOCHIPA



Órgano Oficial de la Federación
Latinoamericana de Parasitólogos



Órgano Oficial de la Red de Zoonosis