



Universidad
Nacional
de Loja

Universidad Nacional De Loja

Área De La Salud Humana

Laboratorio Clínico

**Anticuerpos anti *Toxoplasma gondii* en docentes y estudiantes
de la carrera de Medicina Veterinaria de la Universidad
Nacional de Loja**

**Trabajo de Integración Curricular
previa a la obtención del título
de Licenciada en Laboratorio Clínico**

Autora:

Clarissa Daniela Castillo Armijos

Director del proyecto:

BqF Humberto Daniel Riascos Jaramillo Mg. Sc

Loja, Ecuador
2022

Certificado de Trabajo de Integración Curricular



UNL

Universidad
Nacional
de Loja

Facultad
de la Salud
Humana

FECHA: 22-09-2022

DE: BqF Humberto Daniel Riascos Jaramillo Mg. Sc, DIRECTOR/A DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

PARA: Dra. Sandra Freire Cuesta. DIRECTOR/A DE LA CARRERA DE LABORATORIO CLINICO

ASUNTO: **CERTIFICADO DE CULMINACIÓN Y APROBACIÓN DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR**

CERTIFICO:

Que una vez asesorada, monitoreada con pertinencia y rigurosidad científica la ejecución del trabajo de integración curricular del tema: "**ANTICUERPOS ANTI TOXOPLASMA GONDII EN DOCENTES Y ESTUDIANTES DE LA CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA**", de la autoría de Clarissa Daniela Castillo Armijos, el mismo cumple con las disposiciones institucionales, metodológicas y técnicas, que regulan esta actividad académica; consecuentemente, dicho trabajo de integración curricular se encuentra **culminado y aprobado**, por lo que autorizo continuar con el proceso de titulación.



Firmado electrónicamente por:
HUMBERTO DANIEL
RIASCOS
JARAMILLO

.....
Bqf Humberto Daniel Riascos Jaramillo Mg. Sc
Director/a del trabajo de integración curricular

Autoría

Autoría

Yo, **Clarissa Daniela Castillo Armijos**, declaro ser autora del presente Trabajo de Integración Curricular y eximo expresamente a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes jurídicos de posibles reclamos y acciones legales, por el contenido del mismo. Adicionalmente acepto y autorizo a la Universidad Nacional de Loja, la publicación de mi Trabajo de Integración Curricular, en el Repositorio Digital Institucional - Biblioteca Virtual.



Firma:

Cedula de identidad: 1900767003

Fecha: 06 de diciembre de 2022

Correo electrónico: clarissa.castillo@unl.edu.ec

Teléfono: 0980503420

Carta de autorización

Carta de autorización por parte del autor para consulta, reproducción parcial o total y publicación electrónica del texto completo, del Trabajo de Integración Curricular

Yo, **Clarissa Daniela Castillo Armijos**, declaro ser la autora del Trabajo de Integración Curricular denominado Anticuerpos anti *Toxoplasma gondii* en docentes y estudiantes de la carrera de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional de Loja, como requisito para optar por el título de Licenciada en Laboratorio Clínico; autorizo al sistema Bibliotecario de la Universidad Nacional de Loja, para que con fines académicos, muestre la producción intelectual de la Universidad, a través de la visibilidad de su contenido de la siguiente manera en el Repositorio Institucional.

Los usuarios pueden consultar el contenido del presente trabajo en el Repositorio Institucional, en las redes de información tanto del país como del exterior, con las cuales tenga convenio la universidad.

La Universidad Nacional de Loja, no se responsabiliza por el plagio o copia del Trabajo de Integración Curricular que realice un tercero.

Para constancia de esta autorización, en la ciudad de Loja, a los seis días del mes de diciembre de dos mil veintidós.

Firma:

Autor: Clarissa Daniela Castillo Armijos

Cédula: 1900767003

Dirección: Zamora, Parroquia "El Limón" calle teniente Hugo Ortiz

Correo electrónico: clarissa.castillo@unl.edu.ec

Celular: 0980503420

DATOS COPLEMENTARIOS:

Director del trabajo de integración curricular: Bq.F Humberto Daniel Riascos Mg. Sc

Presidente del Tribunal: Dr. Diana Alexandra Montaña Peralta

Integrante del Tribunal: Bq. Luisa Ivonne Celi Carrión

Integrante del Tribunal: Leda. Uiana Alicia Delgado

Dedicatoria

Le dedico este trabajo a toda mi familia y amigos, me apoyaron en los buenos y malos momentos. Supieron llenarme de ánimo y energía, fueron mi soporte. A mi madre y abuela gracias por enseñarme a afrontar las dificultades sin perder nunca la cabeza ni morir en el intento. Me han enseñado a ser la persona que soy hoy, mis principios, mis valores, mi perseverancia y empeño. Todo esto con una enorme dosis de amor y sin pedir nada a cambio, las amo eternamente.

"La enseñanza que deja huella no es la que se hace de cabeza a cabeza,
sino de corazón a corazón."

Howard G. Hendricks

Agradecimiento

Primero, me gustaría agradecer sinceramente a mi director Bq. F Daniel Riascos Mg. Sc, su esfuerzo y dedicación. Sus conocimientos, sus orientaciones, su manera de trabajar, su persistencia, su paciencia y su motivación han sido fundamentales para mi formación como investigadora. Me siento en deuda con él por todo lo recibido durante el periodo de tiempo que ha durado esta tesis.

Así mismo agradecer los consejos recibidos a lo largo de los años por cada uno de mis maestros/as, gracias por su tiempo, por su apoyo, sobre todo gracias por la sabiduría que me transmitieron en el desarrollo de mi formación profesional.

De igual manera agradecer enormemente al Dr. Rodrigo Abad Mg. Sc gestor académico de la carrera de Medicina Veterinaria de nuestra querida universidad por permitirme y brindarme las facilidades necesarias. A cada uno de los docentes y jóvenes estudiantes de la misma, sin su participación y cooperación esto no habría sido posible.

A todas aquellas personas que me ayudaron directa e indirectamente en la realización de este proyecto.

Índice de contenido

Portada	i
Certificado de Trabajo de Integración Curricular	ii
Autoria	iii
Carta de autorización	iv
Dedicatoria	v
Agradecimiento	vi
1. Título	1
2. Resumen	2
2.1	3
3. Introducción	4
4. Marco Teórico	5
4.1 Agente etiológico	5
4.2 Características morfológicas	5
4.2.1 Ooquiste	6
4.2.2 Taquizoíto.....	6
4.2.3 Bradizoíto	6
4.3 Ciclo de vida.....	6
4.3.1 En el hospedador definitivo.....	6
4.3.2 En el hospedador intermedio	7
4.4 Mecanismos de transmisión	8
4.4.1 Oral	8
4.4.2 Placentaria	8
4.4.3 Sanguínea.....	9
4.5 Patogenia	9
4.6 Manifestaciones clínicas	9
4.6.1 Toxoplasmosis adquirida	9
4.6.2 Toxoplasmosis ganglionar o linfática	10
4.6.3 Toxoplasmosis ocular	10
4.6.4 Toxoplasmosis congénita.....	10
4.6.5 Toxoplasmosis en paciente inmunodeficiente	10
4.7 Evasión respuesta inmune	10
4.8 Epidemiología	11
4.9 Prevención.....	11

4.10	Diagnóstico.....	11
4.10.1	Técnicas histológicas	12
4.10.2	Técnica reacción en cadena de la polimerasa	12
4.10.3	Métodos serológicos	12
5.	Metodología	13
5.1	Tipo de estudio	13
5.2	Área de estudio.....	13
5.3	Universo	13
5.4	Muestra.....	13
5.4.1	Criterios de inclusión	14
5.4.2	Criterios de exclusión	14
5.5	Equipos y Materiales	14
5.5.1	Fase preanalítica	14
5.5.2	Fase analítica	14
5.5.3	Fase postanalítica.....	14
5.6	Tabulación y Análisis de datos.....	15
5.7	Fuentes de información	15
5.8	Consideraciones éticas	15
6.	Resultados	15
7.	Discusión	17
8.	Conclusiones	19
9.	Recomendaciones	19
10.	Bibliografía	20
11.	Anexos	25

Índice de tablas

Tabla 1	15
Tabla 2	16
Tabla 3	16

Índice de figuras

Figura 1. Ciclo de vida <i>Toxoplasma gondii</i>	8
Figura 2. Esquema diagnóstico Toxoplasmosis.....	13

Índice de anexos

Anexo 1 Autorización gestor Carrera de Medicina Veterinaria para la de toma y recolección de muestras.	25
Anexo 2 Autorización uso del Centro de diagnóstico médico de la Facultad de la Salud Humana.....	26
Anexo 3 Consentimiento Informado	27
Anexo 4 Encuesta	29
Anexo 5 Protocolo para la toma de muestra de sangre.....	31
Anexo 6 Protocolo transporte de muestras al CDM de la Facultad de la Salud Humana	34
Anexo 7 Protocolo para la conservación de muestras de sangre venosa.....	35
Anexo 8 Protocolo para la eliminación adecuada de los desechos generados	37
Anexo 9 Protocolo uso de la centrifuga para el procesamiento de las muestras	39
Anexo 10 Protocolo uso Equipo ELISA para el procesamiento de las muestras	41
Anexo 11 Protocolo para la determinación de IgG e IgM anti toxoplasma	43
Anexo 12 Informe resultados.....	47
Anexo 13 Evidencias	48
Anexo 14 Certificación traducción.....	51
Anexo 15 Aprobación tema trabajo de integración curricular.....	52
Anexo 16 Pertinencia.....	53

1. Título:

Anticuerpos anti *Toxoplasma gondii* en docentes y estudiantes
de la carrera de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional de Loja

2. Resumen

La toxoplasmosis es una infección de carácter zoonótico causada por el parásito *Toxoplasma gondii*, siendo en el caso de la mayoría de las personas una infección accidental adquirida por el consumo de carne cruda o poco cocida, frutas y verduras sin cocinar o sin lavar. En algunos casos por el contacto con utensilios o superficies lavados de manera inadecuada. Su prevalencia en América del sur y zonas tropicales de África es elevada respecto al resto del mundo, en Ecuador se ha estimado que, en la región costera en provincias como tales como el Guayas, El Oro, Manabí y en la región andina en Quito, Cuenca y Riobamba se encuentran una proporción alta de seropositivos. Actualmente no se cuenta con información actualizada sobre la seroprevalencia de *T. gondii* en poblaciones en general. En el presente estudio, se determinó la presencia de anticuerpos IgG e IgM anti *T. gondii* mediante ensayo inmunoenzimático ELISA, en 133 muestras de suero sanguíneo de docentes y estudiantes de medicina veterinaria de las cuales el 27,82 % (N=45) fueron IgG positivos, el 6,02 % (N=9) fueron IgM positivos, así de igual forma lo fueron el 6,02% en casos IgG-IgM positivos. Los seropositivos se presentaron con mayor frecuencia en el género masculino dentro del grupo de edad comprendido entre los 19-24 años, gran parte de ellos manipulaba todo tipo de especies, tanto menores como mayores, no se hallaron asociaciones significativas entre las variables analizadas y la infección.

Palabras claves:

ELISA

inmunoglobulina G

inmunoglobulina M

especies menores

especies mayores

2.1 Abstract

Toxoplasmosis is a zoonotic infection caused by the parasite *Toxoplasma gondii*, this is the case of most people an accidental infection acquired by the consumption of raw or undercooked meat, uncooked or unwashed fruits and vegetables. In some cases, due to contact with improperly washed utensils or surfaces. Its prevalence in South America and tropical areas of Africa is high compared to the rest of the world, in Ecuador it has been estimated that, in the coastal region in provinces such as Guayas, El Oro, Manabí and in the Andean region in Quito, Cuenca and Riobamba have a high proportion of seropositives. Currently, there is no updated information on the seroprevalence of *T. gondii* in general populations. In the present study, the presence of IgG and IgM anti-*T. gondii* antibodies was determined by immunoenzymatic assay ELISA, in 133 blood serum samples from teachers and students of veterinary medicine, of which 27.82% (N=45) were IgG positive, 6.02% (N=9) were IgM positive, as well as 6.02% in positive IgG-IgM cases. Seropositives occurred more frequently in the male gender within the age group between 19-24 years, a large part of them manipulated all types of species, both minor and major, no significant associations were found between the variables analyzed and the infection.

Keywords:

ELISA

immunoglobulin G

immunoglobulin M

minor species

major species

3. Introducción

La toxoplasmosis es una zoonosis producida por el esporozoario *Toxoplasma gondii*, un parásito intracelular distribuido ampliamente por el mundo que infecta ciertas especies de animales incluyendo al humano, en América del Sur el genotipo I del mismo ocasiona cuadros patológicos graves puesto que al ser una infección oportunista ha generado en gran parte lesiones severas en tejidos muscular, cardíaco, ocular, entre otros convirtiéndose en la mayoría de los casos en una infección crónica debido a la falta de sintomatología específica y un diagnóstico temprano (Ørbæk et al, 2020).

El principal mecanismo de transmisión de este parasitismo es la vía oral, durante su ciclo de vida *T. gondii* cumple una fase sexuada en el sistema gastrointestinal del gato su hospedero obligatorio, este elimina ooquistes mediante las heces que posteriormente le permitirán infectar a otros animales que adquieren la infección al tener contacto con las mismas ya será en agua, suelo o alimentos contaminados (Kim y Kasper, 2015).

En la mayoría de los humanos la infección se adquiere de manera accidental durante el consumo de carne cruda o poco cocida de animales que han sido alimentados de plantas o agua contaminada, además al consumir frutas y verduras sin cocinar o sin lavar (Cofré et al, 2016).

Se ha descrito que a la incidencia de *T. gondii* en poblaciones humanas varía según el entorno, factores geográficos, económicos y ambientales en las que estas interactúan. En su artículo (Prusa, 2017) menciona que la prevalencia en América del sur y zonas tropicales de África es mayor al 50%.

En Chile (Toro et al, 2022) en su estudio concluyó que en estudiantes de Medicina Veterinaria la seropositividad es del 21,6%, la mayoría de estos comprendían a pacientes de sexo femenino 75% de entre los 24 y 26 años de edad, además menciona que todos realizaban la recolección de heces sin protección.

Por otro lado, en Ecuador (Bravo y Barragán, 2020) en su revisión concluyeron señalando que en la región costera en ciudades como Guayas, El Oro y Manabí existe un 74% de seropositividad, por otro lado, en la región andina en Quito, Cuenca y Riobamba lo es entre el 30 al 75%.

En sus investigaciones Artigas et al. (2018) y Orellana y Peña. (2017) mencionan que existe una seroprevalencia para IgG del 25% y 36% respectivamente, en ellos la población analizada correspondía a estudiantes de la carrera de Laboratorio Clínico, Cultura Física, Terapia Física y Dde la Universidad Nacional del Chimborazo.

Finalmente, (Ramos, 2015) en su investigación realizada en Latacunga obtuvo por resultado una seropositividad del 30% en personal veterinario.

La vocación de la Medicina Veterinaria constantemente exige el contacto directo con diversas especies de animales y sus fluidos entre ellas mencionar felinos, caninos, bovinos, ovinos y aves de corral, ello representa un factor de riesgo para contraer una infección por *Toxoplasma gondii*, se conoce este que parásito en su ciclo de vida puede infectar todo tipo de animales de sangre caliente siendo estos sus hospederos intermediarios (Flores y Cabello, 2019).

El presente proyecto tiene por finalidad conocer la presencia de *Toxoplasma gondii* en estudiantes y docentes de la carrera de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional de Loja partir del uso de técnicas serológicas tales como el método ELISA cuyo principio consta de un antígeno o anticuerpo en fase sólida, un antígeno o anticuerpo marcado con enzima y un sustrato para la reacción enzimática, siendo así modificable para la detección de anticuerpos o antígenos según sea el interés (Liu et al, 2015).

4. Marco Teórico

4.1 Agente etiológico

Toxoplasma gondii es un parásito protozoario esporozorio apicomplejo perteneciente a la familia *Sarcocystidae* y subfamilia *Toxoplasmatinae*, se caracteriza por ser intracelular obligatorio ya que invade y se multiplica en cualquier célula nucleada de mamíferos y aves adoptando diversas formas durante su desarrollo. Mide de 4 μ a 6 μ de longitud y de 2 μ a 3 μ (Botero y Restrepo, 2012).

4.2 Características morfológicas

Posee 5 estructuras principales:

- Anillos polares: estructura de anillos electrodensa, se ubican en el polo apical del parásito, rodean al conoide.
- Conoide: red de microtúbulos enrollados.
- Micronemas: orgánulos vesiculares extendidos desde el conoide hasta la porción media del parásito. Contienen proteínas importantes para la adhesión celular.
- Red de microtúbulos subpeliculares: recorren de manera longitudinal, desde el anillo polar hasta su polo posterior.

Todas estas son fundamentales en el proceso de invasión y adhesión del parásito al hospedero, también están implicadas en la salida de sus formas infectantes. Así mismo, cuenta con una sola mitocondria, un retículo endoplásmico y un Complejo Golgi, ribosomas, un núcleo con un solo nucléolo, alrededor de 10 ácido calcisomas que actúan en la regulación de la concentración

de iones, una vacuola digestiva multivesicular llamada compartimiento vacuolar semejante a un lisosoma que participa en el proceso de adquisición de nutrientes mediante un proceso de endocitosis. (Ferreira, 2021).

Según (Zeibig, 2014) podemos diferenciar los siguientes estadios morfológicos:

4.2.1 Ooquiste

Comprende la forma asexual del parásito, es eliminada en las heces de los hospederos definitivos mide de 10 a 12 μ mm y contiene dos esporoquistes con cuatro esporozoitos cada uno, esta forma inicialmente es inmadura no esporulada, sin embargo, tras 1 a 5 días adquiere su estado infectivo pudiendo ser transportada por insectos u otros animales

4.2.2 Taquizoíto

También llamado endozoíto es la forma proliferativa del parásito y es altamente virulento, mide de 5 a 8 μ m de largo y 2 μ m de ancho se reproducen rápidamente en la vacuola parasitófora de la célula hospedadora invadida dentro de formas llamadas pseudoquistes o nidos de taquizoítos generando una infección aguda y lesiones tisulares.

4.2.3 Bradizoíto

Se originan debido a la permanencia de los taquizoítos durante días o semanas dentro del pseudoquiste se transforman en un estadio llamado bradizoíto o quistozoíto una forma que se reproduce lentamente. En su estructura poseen una membrana de precipitados granulares contiguos a la membrana vacuolar próxima que genera una membrana quística. Son asociados a infecciones crónicas puesto que son resistentes y pueden persistir en tejidos y órganos, generalmente se ha hallado infectando el tejido muscular y el sistema nervioso central.

4.3 Ciclo de vida

4.3.1 En el hospedador definitivo

Animales pertenecientes a la familia *Felidae* gatos ,inicia con la ingesta de ooquistes de *Toxoplasma gondii* eliminados en el entorno, enzimas proteolíticas permiten su ruptura y se liberan esporozoítos que invaden a las células del epitelio en donde crecen y se transforman en trofozoítos que tras un proceso de esquizogonias se diferencian en formas sexuales macrogametocito (femenino) y microgametocito (masculino) que posteriormente generan el cigote en donde se desarrollan los ooquistes que finalmente son eliminados en las heces de los gatos. En este hospedero también puede darse una infección por la ingesta de taquizoítos o esporozoitos que gracias a la acción de enzimas proteolíticas, permiten que estos atraviesen la capa entero epitelial y sean fagocitados por macrófagos del sistema retículo-endotelial provocando así el estadio tisular en las células del sistema nervioso central y en las células musculares, comprende una fase

asexuada dada en la vacuola parasitófora en la que se produce sucesivas endogonias que facilitan la diseminación y proliferación del parásito. La reproducción rápida de los taquizoítos forma pseudoquistes con un sinnúmero de parásitos que invaden nuevas células que tras romperse liberan zoitos que se diseminan por vía hemática o linfática. Por otro lado, al darse una multiplicación mediada por bradizoítos formadores de quistes la infección en seres vivos de sangre caliente incluyendo al humano se debe a consumo de carne cruda o mal cocida (Kim y Kasper, 2015).

4.3.2 En el hospedador intermedio

La infección aguda por *Toxoplasma gondii* en el humano, aves de corral, vacas, entre otros mamíferos inicia atravesando las fases proliferativas, pseudoquistica y taquiozítica mientras la infección crónica sucede por la persistencia de formas bradizoíticas en tejidos como el musculo estriado, esquelético, cardiaco o nervioso. El gato puede ser también un hospedador intermediario cuando sufre la fase extraintestinal o tisular del ciclo parasitario (Botero y Restrepo, 2012).

Estos hospederos se infectan al haber ingerido ooquistes eliminados por el gato infectado que se encuentran contaminando suelo, agua o así mismo tras ingerir carne cruda o cocida incorrectamente que contiene bradizoítos. Ocurre de manera infrecuente mediante la ingesta de trofozoítos que han atravesado la placenta de una mujer gestante o animal preñado hacia el feto. En este proceso invaden penetrando las células del hospedero, se multiplican y destruyen las células liberando taquizoítos que se diseminan pasando la linfa y sangre afectando todos los órganos, lo denominamos periodo agudo de la toxoplasmosis. Subsiguientemente el hospedero desarrolla inmunidad, por tanto, al intentar penetrar nuevas células estas formas lo harán en una vacuola parasitófora en la que se multiplican y crecen hasta que comienzan a cubrirla con una pared. La inmunidad le permite al hospedero eliminar estas formas proliferativas, sin embargo, en órganos con un desarrollo inmunológico deficiente como el cerebro, ojos y corazón algunas de ellas se mantienen conformando el periodo subagudo toxoplasmático, una vez eliminadas quedan únicamente los quistes en los cuales se forman bradizoítos constituyendo así el periodo crónico de la toxoplasmosis (Werner, 2013).

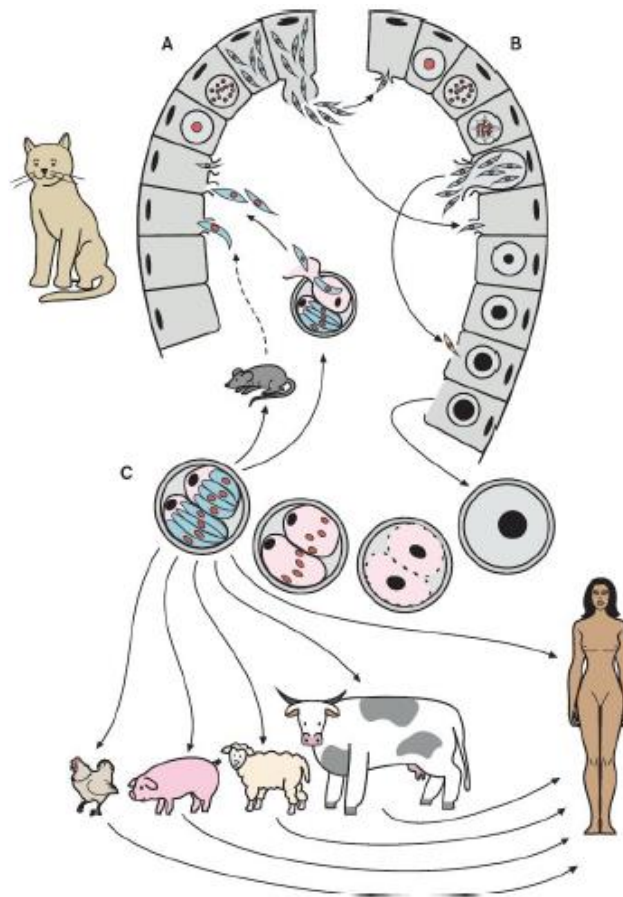


Figura 1. Ciclo de vida *Toxoplasma gondii*.

Tomado de Parasitología Contemporánea (p.165),
por Ferreira. M. ,2021, São Paulo: Grupo Editorial Nacional

4.4 Mecanismos de transmisión

El gato como hospedero definitivo se infecta tras ingerir aves, ratones u otros animales infectados, 3 semanas después eliminará oocistos en las heces, mientras los humanos se infectan mediante las siguientes vías:

4.4.1 Oral

Ingesta de esporulados u oocistos de un suelo contaminado con las heces de un gato infectado, ingesta de alimentos mal lavados o cocidos, al beber agua contaminada o accidentalmente al limpiar el arenero del gato (Kim y Kasper, 2015).

4.4.2 Placentaria

Una mujer gestante con una infección activa por *Toxoplasma gondii* presenta el riesgo de transmitirla al feto, puede tratarse de una infección asintomática no tratada generará en el feto problemas en su desarrollo psico motor o directamente al sistema nervioso central. Las mujeres seropositivas antes del embarazo se hayan protegidas contra la infección aguda y no dan a luz recién nacidos infectados congénitamente (Kim y Kasper, 2015).

4.4.3 Sanguínea

En este caso mencionar el riesgo al que se expone el personal de laboratorio clínico, puesto que la infección puede darse tras un pinchazo accidental y con ello la inoculación, así mismo tras el contacto con tejido infectado. En el caso del personal veterinario al manipular animales. En otro caso durante las transfusiones sanguíneas de un receptor seropositivo a un receptor a un seronegativo o durante la recepción de órganos en los cuales la infección se mantenía activa (Kim y Kasper, 2015).

4.5 Patogenia

Posterior a la rotura de las células de defensa en varios tejidos se produce un proceso necrótico mismo que se relaciona a la rapidez con que se reproduce el parásito, excreta y secreta productos que poseen acción antigénica generando una respuesta inflamatoria. Los estadios circulantes se reproducen intracelularmente en el huésped, se liberan y trasladan por vía sanguínea o linfática diseminándose y alcanzando otros tejidos. La aparición de una respuesta inmune elimina algunos de los parásitos, pero permite que estos permanezcan en quistes que tras su ruptura reactivan la infección y originan focos necróticos. Dentro de la célula el parásito se encuentra aislado por una vacuola parasitófora en la que se reproduce y se limita mediante factores tales como la acidificación del interior de la vacuola, la salida de potasio, entre otros. *Toxoplasma gondii* utiliza dos mensajeros secundarios: calcio citoplasmático y guanosin monosódico cíclico. El calcio intracelular aumenta la motilidad del protozoo lo que permite su salida de la célula. Afuera los taquizoítos se movilizan en el espacio extracelular y tiene contacto con células nuevas del huésped esto mediante el reconocimiento de su superficie proteica, el parásito está cubierto por antígenos de superficie denominados SAG, algunos de ellos reconocen proteoglicanos del huésped, después del reconocimiento inicial el parásito se une estrechamente con la secreción de micronemas y proteínas del micronema formando una estructura llamada MJ (moving junction), una vez establecida el parásito empuja invaginando la membrana celular constituyendo una nueva vacuola parasitófora (Cabello, 2018).

4.6 Manifestaciones clínicas

4.6.1 Toxoplasmosis adquirida

La gran parte de las manifestaciones suelen ser inespecíficas, el huésped puede experimentar síntomas como fiebre moderada, mononucleosis, exantema, adenopatías, astenia, cefalea, mialgia, hepatitis, neumonía o encefalitis. En la fase aguda de la infección se da una parasitemia transitoria con intenso parasitismo tisular debido a la presencia de taquizoítos que se distribuyen hacia todos los tejidos, la evolución de la infección dependerá del estado inmunológico del huésped (Martín-Hernández y García-Izquierdo, 2003).

4.6.2 Toxoplasmosis ganglionar o linfática

Se presenta en el 15% de las personas, la intensidad de sus manifestaciones depende de la virulencia de la cepa infectante y la dosis de la misma. Este parásito puede afectar las cadenas cervicales, axiales o inguinales, acompañada de astenia y adinamia. Algunos casos desarrollan síndrome de fatiga crónica (Gómez-Marín, 2017).

4.6.3 Toxoplasmosis ocular

La retinocoroiditis es la más prevalente generalmente se presenta con inflamación difusa en el tejido retinal y corioideo adyacente, las lesiones activas muestran características tales como focos blanquecinos de bordes oscuros frecuentemente con una cicatriz atrófica o pigmentada. La vasculitis puede hallarse cerca o lejos de la lesión pudiendo diseminarse a otras zonas de la retina. En ciertos casos se desarrolla una arteritis de Kyrieleis placas blancas intravasculares segmentarias con apariencia nodular que no se extienden fuera del vaso (Kalogeropoulos et al, 2020).

4.6.4 Toxoplasmosis congénita

Se genera por la parasitemia producida durante la primoinfección materna en el embarazo. La frecuencia de la transmisión vertical y la gravedad de la enfermedad en el producto de la concepción varía con el progreso de la gestación siendo la probabilidad de adquirir una infección prenatal de entre 15%-75% para cada uno de los trimestres del embarazo (Durlach et al, 2021).

La manifestación clínica más común es la linfadenopatía, que compromete las regiones linfáticas cervical y suboccipital. Los ganglios suelen ser de firmeza variable siendo indoloros, en ocasiones puede presentarse con fiebre de bajo grado, adinamia, malestar general y cefalea (Rosso et al, 2007).

4.6.5 Toxoplasmosis en paciente inmunodeficiente

Sus manifestaciones clínicas se relacionan con la reactivación de una infección latente que se ha diseminado y que puede ocasionar lesiones multicéntricas con compromiso de los plexos coroides, una vez que se presentan fiebre y signos neurológicos focales ha de descartarse la posibilidad de neurotoxoplasmosis. Pacientes con ciertos linfomas o sometidos a trasplantes de órganos, aquellos con terapia antitumoral y con Síndrome de Inmunodeficiencia Adquirida (SIDA) pueden desarrollar cuadros graves de toxoplasmosis (Schlüter y Barragan, 2019).

4.7 Evasión respuesta inmune

Toxoplasma gondii puede intervenir en la respuesta inmune mediada por las CD4+ a través de la inhibición del transactivador CIITA del MHC II permitiéndole sobrevivir en el cerebro. Este parásito además produce quimiocina que actúa imitando a la ciclofilina -18 al unirse a CCR5 en DCs ocasionando la respuesta por Th1 que producirá por ejemplo IL-12, este mecanismo suele

darse en infecciones persistentes. En su estructura *T. gondii* posee organelas secretoras de proteínas efectoras polimórficas, sin embargo, estas pueden secretar diferentes efectores durante las etapas de la invasión y colonización a las células hospedadoras, esta secreción efectora van hacia distintas ubicaciones específicas en las cuales modula de manera selectiva una función o una vía reguladora, este mecanismo es determinante en infecciones latentes (Elsheikha et al, 2021).

4.8 Epidemiología

La infección por *T. gondii* se adquiere por la ingesta de alimentos mal cocidos que contienen quistes, por medio de secreciones lácteas sea de otros animales o la leche materna en las que se hallan trofozoítos. Otra forma la comprende la contaminación fecal por ooquiste liberados a través de las heces de un gato infectado. La toxoplasmosis no tiene distinción respecto al sexo, raza o edad, afecta frecuentemente en regiones con una educación sanitaria deficiente (Cabello, 2018).

La toxoplasmosis se genera posterior a la ingesta de cualquiera de los estadios infectantes del parásito o tal sea el caso mediante vía transplacentaria que con la replicación de taquizoítos invaden múltiples células del hospedador entre los cuales mencionar bovinos, equinos, ovinos y algunas especies de aves. La gran mayoría de animales la infección no muestra manifestaciones clínicas, por ello la infección suele pasar por asintomática (Mofokeng et al, 2020).

“Aproximadamente 50 % de la población mundial es seropositiva a anticuerpos de *Toxoplasma gondii*, sin embargo, hay ciertas variaciones en las diferentes regiones geográficas lo cual favorece el desarrollo de la zoonosis más que en otras partes del mundo como son los países tropicales” (Álzate, 2017).

4.9 Prevención

Algunas de las medidas comprenden el cocinar bien la carne antes de su consumo, evitar conservarla en refrigeración normal se recomienda almacenarla a -18°C eso matará al parásito en caso de estar presente, evitar calentar los alimentos en microondas pues este lo hace de manera desigual. Importante el lavado de manos meticuloso y la limpieza y desinfección de superficies y utensilios de cocina con los que haya tenido contacto la carne cruda. Debe lavarse minuciosamente frutas y verduras antes de consumirlas. En el caso de pacientes inmunodeprimidos y embarazadas se aconseja evitar el contacto con el arenero del gato sea para limpiar o cambiarla, en caso de trabajar en el jardín debe utilizarse guantes (Heavey, 2019).

4.10 Diagnóstico

Considerar que el diagnóstico diferencial no se verá guiado por la premisa de si el paciente ha estado en contacto o no con un gato infectado.

4.10.1 Técnicas histológicas

La tinción de Giemsa-hematoxilina eosina ampliamente utilizada ha resultado ser simple y rentable para la identificación de estructuras tales como los bradizoítos de *T. gondii* en secciones de tejido (Beder y Taşbent, 2020). La observación de taquizoítos en extendidos de tejidos o fluidos corporales utilizando tinciones como Wright-Giemsa que facilitan la identificación, así mismo, puede observarse la presencia de quistes en zonas de inflamación con signos de necrosis (Torre et al, 2011).

4.10.2 Técnica reacción en cadena de la polimerasa

La detección de ADN de *T. gondii* mediante PCR en tiempo real en sangre humana, líquido cefalorraquídeo, humor acuoso, líquido amniótico entre otras muestras permite evaluar la progresión y la eficacia del tratamiento, así mismo estimar la intensidad de la infección. En el caso de investigaciones epidemiológicas es fundamental llevar a cabo estudios moleculares más sofisticados tales como el análisis de microsatélites, la tipificación de secuencias multilocus, PCR-RFLP, RAPD-PCR y análisis de fusión de alta resolución (HRM) (Liu et al, 2015).

4.10.3 Métodos serológicos

La detección de anticuerpos específicos contra *Toxoplasma gondii* comprende el método principal utilizado para el diagnóstico, mediante diversos kits comerciales ya estandarizados entre las cuales están la prueba de anticuerpos fluorescentes indirectos (IFAT), IHAT, la prueba de aglutinación de látex (LAT), DAT y el ensayo de inmunoadsorción ligado a enzimas (ELISA). La prueba de avidéz de IgG o llamada capacidad de unión del anticuerpo con el antígeno indica que la infección se ha adquirido hace más de 4 meses puede detectarse mediante ELISA o el Vitek Immuno-Diagnostic Assay System (Méndez et al, 2021).

Los principales anticuerpos evaluados los son aquellos de tipo IgG e IgM. Según evolucione la infección inicialmente se elevarán anticuerpos IgM que disminuyen tras varios meses pudiendo ser detectados en suero hasta 18 meses después de la infección, por su parte los anticuerpos IgG se elevarán durante 2 o 3 meses desapareciendo entre los 6-12 meses (Pantoja Ruiz et al., 2021). Las interpretaciones clínicas sobre los valores de anticuerpos han de realizarse en base al criterio médico.

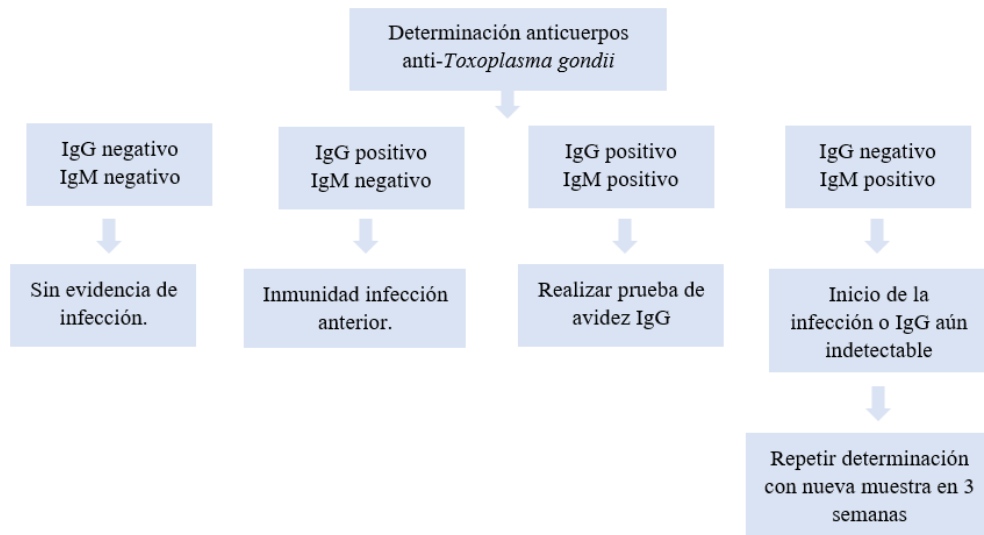


Figura 2. Esquema diagnóstico Toxoplasmosis.

Tomado de Diagnóstico serológico y molecular aplicado a las parasitosis prevalentes y emergentes en Chile (p.30), por Liemp et al, D. (2020). *Revista Parasitología Latinoamericana*.

5. Metodología

5.1 Tipo de estudio

El presente trabajo de investigación fue de diseño cuantitativo de tipo transversal descriptivo-relacional ya que se realizó en un tiempo determinado y pretendía conocer la frecuencia de anticuerpos anti toxoplasma tipo IgG e IgM en el área de interés sin la modificación de las variables y las técnicas utilizadas.

5.2 Área de estudio

Carrera de Medicina Veterinaria de la Facultad Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional de Loja ubicada en la avenida Pío Jaramillo Alvarado y Reinaldo Espinosa al sur de la ciudad, luego fueron transportadas y procesadas en el Centro de Diagnóstico Médico de la Facultad de la Salud Humana ubicado en la calle Manuel Montero.

5.3 Universo

Docentes y estudiantes de la carrera de Medicina Veterinaria que laboraban y realizaban sus actividades prácticas presenciales durante el periodo junio a agosto del año 2022.

5.4 Muestra

Conformada por la planta docente y estudiantes de 5to a 8vo ciclo régimen 2019 de la carrera de Medicina Veterinaria durante el periodo junio-agosto 2022. El muestreo fue de tipo probabilístico.

$$n = \frac{N * Z_{\alpha}^2 * p * q}{d^2 * (N - 1) * Z_{\alpha}^2 * p * q}$$

$$n = \frac{204 * 1.96^2 * 0.05 * 0.95}{0.05^2 * (204 - 1) * 1.96^2 * 0.05 * 0.95}$$

$$n = 133$$

5.4.1 Criterios de inclusión

- Docentes que laboraban de forma presencial en la carrera de Medicina Veterinaria.
- Estudiantes de la carrera de Medicina Veterinaria de 5to a 8vo ciclo que se encontraban o hayan realizado sus respectivas prácticas de docencia y pre profesionales.

5.4.2 Criterios de exclusión

- Personal docente y estudiantes que hayan dado la negativa al consentimiento informado.
- Personal docente especializado en asignaturas que no cuenten con componente práctico.
- Docentes y estudiantes con diagnóstico o tratamiento previo para toxoplasmosis.

5.5 Equipos y Materiales

5.5.1 Fase preanalítica

- Solicitud al director de la Carrera de Medicina Veterinaria para la autorización de toma y recolección de muestras (**Anexo 1**).
- Solicitud para la autorización uso del Centro de diagnóstico médico de la Facultad de la Salud Humana (**Anexo 2**).
- Consentimiento informado (**Anexo 3**).
- Encuesta (**Anexo 4**).
- Protocolo para la toma de muestra de sangre venosa (**Anexo 5**).
- Protocolo transporte de muestras al CDM de la Facultad de la Salud Humana (**Anexo 6**).
- Protocolo conservación muestras de sangre venosa (**Anexo 7**).
- Protocolo para la eliminación adecuada de los desechos generados (**Anexo 8**).

5.5.2 Fase analítica

- Protocolo uso de la centrifuga para el procesamiento de las muestras (**Anexo 9**).
- Protocolo uso Equipo ELISA para el procesamiento de las muestras (**Anexo 10**).
- Protocolo para la determinación de IgG e IgM anti toxoplasma ELISA (**Anexo 11**).

5.5.3 Fase postanalítica

- Formato informe de resultados (**Anexo 12**).

5.6 Instrumentos de recolección de datos

Se realizo encuestas (**Anexo 5**) y se utilizó un registro de muestras procesadas y resultados.

5.6 Tabulación y Análisis de datos

Se empleo el programa SPSS versión 21 para tabular y analizar los datos obtenidos mediante análisis de estadístico inferencial.

5.7 Fuentes de información

Se consideró el registro de estudiantes de cada ciclo y se llevó a cabo la respectiva encuesta.

5.8 Consideraciones éticas

Se mantuvo respectivamente la privacidad del paciente cumpliendo con la confidencialidad y evitando la divulgación de la información recolectada, mismo que se encuentra mencionado en el consentimiento informado (**Anexo 6**). Respetando así mismo la relación paciente - personal de salud.

6. Resultados

Presencia de anticuerpos anti toxoplasma de tipo IgG e IgM

Mediante ensayo inmunoenzimático ELISA de tipo indirecto y de captura se determinó la presencia de anticuerpos IgG e IgM anti *Toxoplasma gondii* en muestras de suero sanguíneo de 133 estudiantes y docentes de la carrera de Medicina Veterinaria de los cuales el 27,82 % (N=45) fueron IgG positivos, el 6,02 % (N=9) fueron IgM positivos, así de igual forma lo fueron el 6,02% en casos IgG-IgM positivos.

La distribución de anticuerpos IgG e IgM según la edad se evidencia en la tabla.1, se observa que 75,6% (N=34/45) de los casos IgG seropositivos, y el 88,9% (N=8/9) tanto de los casos IgM e IgG-IgM seropositivos están dentro del grupo de edad comprendido entre los 19-24 años; cabe mencionar que no existió una asociación estadísticamente significativa entre estas dos variables (chi cuadrado=3,78; p>0,05).

Tabla 1

Distribución anticuerpos IgG e IgM anti Toxoplasma gondii según la edad en estudiantes y docentes de Medicina Veterinaria junio-agosto 2022

	IgG		IgM		IgG-IgM	
	Positivo	Negativo	Positivo	Negativo	Positivo	Negativo
Edad						
19-24,09	34 (75,6%)	60 (68,2%)	8 (88,9%)	86 (69,4%)	8 (88,9%)	86 (69,4%)
24,09-29,18	4 (8,9%)	13 (14,8%)	0 (0,0%)	17 (13,7%)	0 (0,0%)	17 (13,7%)
29,18-34,27	2 (4,4%)	4 (4,5%)	1 (11,1%)	5 (4,0%)	1 (11,1%)	5 (4,0%)
34,27-39,36	1 (2,2%)	5 (5,7%)	0 (0,0%)	6 (4,8%)	0 (0,0%)	6 (4,8%)

39,36-44,45	1 (2,2%)	1 (1,1%)	0 (0,0%)	2 (1,6%)	0 (0,0%)	2 (1,6%)
44,45-49,54	1 (2,2%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	1 (0,8%)	0 (0,0%)	1 (0,8%)
49,54-54,63	1 (2,2%)	2 (2,3%)	0 (0,0%)	3 (2,4%)	0 (0,0%)	3 (2,4%)
54,63-59,72	0 (0,0%)	3 (3,4%)	0 (0,0%)	3 (2,4%)	0 (0,0%)	3 (2,4%)
59,72-64,81	1 (2,2%)	0 (0,0%)	0 (0,0%)	1 (0,8%)	0 (0,0%)	1 (0,8%)
Total	45 (100%)	88 (100%)	9 (100%)	124 (100%)	9 (100%)	124 (100%)

Nota 1. Los rangos de edad fueron calculados según la regla de Sturges.

En cuanto a la distribución de los anticuerpos IgG, IgM y la asociación IgG-IgM según el género se aprecia en la tabla. 2, indicar que el mayor porcentaje de seropositivos se encontró en el género masculino, así mismo mencionar que se obtuvo por hallazgo una asociación estadísticamente significativa en los casos IgG seropositivos y el género ($X^2=0,047$; $p<0,05$).

Tabla 2.

Distribución anticuerpos IgG e IgM anti Toxoplasma gondii según el género en estudiantes y docentes de Medicina Veterinaria junio-agosto 2022

	IgG*		IgM**		IgG-IgM	
	Positivo	Negativo	Positivo	Negativo	Positivo	Negativo
Femenino	20 (44,4%)	55 (62,5%)	5 (55,6%)	70 (56,5%)	5 (6,7%)	70 (93,3%)
Masculino	25 (55,6%)	33 (37,5%)	4 (44,4%)	54 (43,5%)	4 (6,9%)	54 (93,1%)
Total	45 (100,0%)	88 (100,0%)	9 (100,0%)	124 (100,0)	9 (100,0%)	124 (100,0%)

Nota.2 Inmunoglobulinas de tipo G* y M** anti Toxoplasma gondii.

Por último, en la tabla. 3 se muestra que en el mayor porcentaje de los participantes seropositivos para IgG, IgM e IgG-IgM respectivamente han atendido a especies menores y mayores; por otro lado, indicar que no existió una asociación estadísticamente significativa entre estas variables (chi cuadrado=1,002; $p>0,05$).

Tabla 3.

		especies mayores**	especies menores*	Especies menores y mayores	Total
Seropositivos	IgG	1(2,2%)	17(37,8%)	27(60%)	45(100%)
	IgM	0(0,0%)	3(4,8%)	6(8,8%)	9(100%)
	IgG-IgM	0(0,0%)	3(4,8%)	6(8,8%)	9(100%)

Nota 3. *felinos, caninos, aves de corral, porcinos, caprinos, ovinos, cobayos **equinos, bovinos.

7. Discusión

Toxoplasma gondii es un patógeno humano y de interés veterinario caracterizado por desarrollarse de manera obligatoria en el interior de las células nucleadas de diversas especies de mamíferos, aves, entre otros animales. Se lo ha distinguido como un parásito con una capacidad infectiva altamente exitosa ya que durante su ciclo de vida se involucran ciertos estadios y fases de proliferación que permiten su diseminación; como por ejemplo el taquizoíto una forma virulenta de rápida reproducción que le permite acceder a otros tejidos o el bradizoíto que forma quistes tisulares una importante fuente de transmisión entre hospederos definitivos e intermediarios (Galván-Ramírez et al., 2017).

En el presente estudio se analizó 133 muestras de suero sanguíneo de estudiantes y docentes de la carrera de medicina veterinaria la seroprevalencia determinada fue del 27,82% IgG, el 6,02% IgM e IgG-IgM, estos resultados se contrastaron con el estudio de Deshmukh et al., (2021) en el cual concluyeron en una seroprevalencia del 46% para anticuerpos IgG, el 1,4% para anticuerpos IgM e IgG-IgM en personal veterinario en la India Central utilizando la misma técnica, dichos resultados fueron asociados al uso inhabitado de medidas de protección personal tales como guantes y anteojos mientras daban atención a los animales. Por otro lado, Cook et al., (2021) realizaron un estudio acerca de la exposición de trabajadores de mataderos del oeste de Kenia a adquirir toxoplasmosis, señalaron una seroprevalencia 84,8% IgG y 0,6 IgM, mencionar que las mismas fueron relacionadas a actividades como la desollación de los animales sacrificados y el hábito de beber sangre de los mismos. Anteriormente, se expresó una “elevada” seropositividad de anticuerpos de tipo IgG en este estudio, no obstante, tras la revisión esta es semejante al compararse con otros estudios, Casas y Mayor, (2018) obtuvieron una seroprevalencia del 22,9% en un total de 134 participantes, mientras Ramírez et al.,(2019) concluyeron en una seroprevalencia del 38,5 % en 348 participantes. A ello con lo descrito mencionar que son pocos los estudios realizados en dicha población, por lo que no tenemos una estimación de la seroprevalencia actual de *Toxoplasma gondii* en el personal veterinario que facilite una comparación directa de los resultados, sin embargo, se intentó recabar información en estudios cuya muestra de estudio tenga similitudes.

En cuanto a la distribución de los anticuerpos determinados según la edad de los participantes del estudio, se obtuvo una mayor frecuencia de casos seropositivos en un rango de edad de entre los 19 y 24 años, por otra parte, según el género masculino 43,1% IgG positivos y 6,9 % IgM e IgG-IgM positivos; en el género femenino el 26,7% IgG positivas y el 6,7% IgM e IgG-IgM positivas, los resultados obtenidos pueden hallarse vinculados a la etapa preprofesional de la mayoría de participantes, ya que durante la misma podrían haberse generado situaciones en las que el estudiante pudo verse expuesto a la infección. Los resultados manifiestan semejanzas con aquellos obtenidos por Correa, (2014) en su estudio realizado en 132 médicos veterinarios de la ciudad de Quito, refiere que 105 muestras fueron positivas a anticuerpos anti *T. gondii* en su mayoría hombres en un total de 55,24% resultando 50,47% seropositivas a IgG; 4,76% seropositivas a IgM y la asociación IgG e IgM 1,90%, mientras que, en mujeres fue un total del 44.76% de los cuales 40,95% fueron seropositivas a IgG, 3.81% seropositivas a IgM y la asociación IgG e IgM 1,90%, sugiere que esta elevada seroprevalencia se debe al tiempo de exposición laboral, pues la mayoría de los médicos participantes lleva aproximadamente 5 años o más laborando. Contrario a ello, Devera et al., (2013) en su estudio realizado en una comunidad indígena de Venezuela en un total de 151 participantes niños y adultos de los cuales el 14,29% de los habitantes de 21-30 años y el 72,73% en los mayores de 60 años fueron IgM positivos, mientras que el 27,27% de los habitantes de 31-40 años y del 100% entre los mayores de 60 años fueron IgG positivos, la mayoría de casos seropositivos se hallaron en el género femenino 51,92%, la seroprevalencia de los anticuerpos fue asociado a las actividades agrícolas y cría de animales realizadas en la comunidad, particularmente presentaba una concentración demográfica, sumado a ello existía una contaminación ambiental con excretas de gatos domésticos. Así mismo Covarrubias et al., (2020) en su estudio acerca de la seropositividad de IgG anti *T. gondii* concluyó en un total de 386 positivos de los cuales 7,7% eran menores de 20 años y 43,5% en mayores de 59 años, gran parte de los seropositivos se presentaron en el género masculino con el 23,4% contrario a las mujeres con el 22,9%, en este estudio se consideró que la infección es prevalente conforme la edad avanza con ello ciertos eventos fisiológicamente normales y en otros casos patológicos ocasionan cambios en el sistema inmune de tal modo que el individuo se halla desprotegido a posibles infecciones oportunistas como lo es la toxoplasmosis.

Para concluir, en cuanto a la relación entre los casos seropositivos sugerentes de infecciones por *T. gondii* y el tipo de especies manipuladas por dicha población, se concluyó que no hay una relación entre estas variables del estudio. No obstante, es significativo recalcar las prevalencias estimadas en múltiples estudios realizados directamente en especies menores y mayores; Sevá et al., (2020) en su estudio indico una seroprevalencia del 43,9% en caninos

domésticos expuestos naturalmente Cano, (2018) en cambio indico una seroprevalencia del 30,6% informando que la edad, su actividad y el tamaño son factores de riesgo importantes, en felinos Sánchez et al, (2021) indico una seroprevalencia del 41,37%. Camillo et al., (2018) y Braz et al., (2020) realizaron su estudio en una población de gallinas domésticas obteniendo un 49.2% y 48,9% por seroprevalencia. (Beck et al., 2022) señala que *T.gondii* ocasiona en las aves de corral quistes tisulares en tejidos neuronal, muscular y cardiaco fundando un riesgo zoonótico, además, menciona que las aves infectadas con ooquistes o taquizoítos generalmente no manifiestan respuesta clínica del sistema inmunitario. Por otra parte, en ovinos Feitosa et al., (2021) concluyo en una seroprevalencia del 62%, mientras, André et al., (2019) analizo la seroprevalencia en una población de gansos en la cual 85,5% fueron IgG positivos. Ordoñez y Maza, (2019) en su artículo de revisión mencionan que *Toxoplasma gondii* puede excretarse en la leche de cabra y puede sobrevivir en el queso fresco obtenido mediante el tratamiento con enzimas frías, ya que los taquizoítos sobreviven durante varios días en la leche. En lo que respecta a especies mayores Arruda et al., (2020) evaluó la prevalencia de *T. gondii* en equídeos siendo el 18,75% caballos y 8,65% burros seropositivos, contrario a ello, Serrano-Martínez y Quispe, (2022) indicaron una seroprevalencia de 32,2% en una población muestreada de 385 bovinos destinados a consumo humano. Conforme lo descrito creo conveniente subrayar que los felinos no son los únicos transmisores de toxoplasmosis sino también otros mamíferos sean de consumo, silvestres, salvajes o domésticos que puedan entrar en contacto con el hombre.

8. Conclusiones

- Se estableció la presencia de anticuerpos IgG en el 27,82%, el 6,02% de positividad a IgM y a la asociación IgG-IgM. Recaltar que aquellos participantes que presentaron positividad a IgM lo fueron también a IgG de manera simultánea sugiriendo una infección activa.
- La seropositividad a *T. gondii* se presentó entre los 19-24 años, con mayor porcentaje en participantes del género masculino.
- Finalmente, no se halló relación entre los casos seropositivos a anticuerpos *T. gondii* y el tipo de especies atendidas en los participantes del estudio.

9. Recomendaciones

- Realizar la detección primaria de anticuerpos anti *Toxoplasma gondii* en todas aquellas personas que mantengan contacto directo o se encuentren en exposición constante con diversas especies y sus fluidos debido a que estas pueden ser portadoras accidentales de este parásito.

- Efectuar perfiles de cribado u control en los estudiantes y docentes sin distinción de edad o género, debido que al iniciar con la parte práctica pre profesional inicia la exposición, es fundamental habituar el uso de barreras protectoras que impulsen la prevención a posibles infecciones.
- Manipular todas las especies atendidas de manera cuidadosa respetando las correspondientes medidas y protocolos de bioseguridad, debido a que en el presente estudio la relación entre la infección por *Toxoplasma gondii* y especies menores-mayores no se manifestó.

10. Bibliografía

- Álzate, L. T. (2017). Factores de riesgo y prevalencia de toxoplasmosis en países tropicales. 1-31. Obtenido de <https://repositorio.utp.edu.co/handle/11059/8122>
- André, M. R., de Santi, M., Luzzi, M. D. C., de Oliveira, J. P., Fernandes, S. D. J., Machado, R. Z., & Werther, K. (2019). Serological evidence of exposure to toxoplasma gondii and neospora caninum in free-ranging Orinoco goose (*Neochen Jubata*) in Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*, 28(4), 816–820. Obtenido de <https://doi.org/10.1590/s1984-29612019079>
- Arruda, I. F., de Freitas, W. A., Carrijo, K. de F., da Paz, P. S., Silva, M. M., Sudré, A. P., Marques-Santos, F., Fonseca, A. B. M., Amendoeira, M. R. R., & Millar, P. R. (2020). Occurrence of anti-toxoplasma gondii antibodies and risk factors associated with infection in equids slaughtered for human consumption in Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*, 29(3), 1–8. Obtenido de <https://doi.org/10.1590/s1984-29612020058>
- Artigas, R. S., Baptista, L. A., Peña, E. B., Campi, Y., Maggi, M. A., Borja, C. D., Falconi, F. A., y Tenempaguay, R. E. (2018). Prevalencia de toxoplasmosis en estudiantes de la Universidad Nacional de Chimborazo en Ecuador. *Cuba Salud*, 1-7. Obtenido de <http://www.convencionsalud2017.sld.cu/index.php/convencionsalud/2018/paper/viewFile/96/336>
- Beck, B., Berberich, M., & Dauschies, A. (2022). Update on toxoplasmosis in poultry farming. *Schweizer Archiv Fur Tierheilkunde*, 164(1), 25–34. Obtenido de <https://doi.org/10.17236/sat00334>
- Beder, D., y Taşbent, F. E. (2020). Características generales y diagnóstico de laboratorio de la infección por *Toxoplasma gondii*. *Turkiye Parazitol Derg*, 44(2), 94-101. doi:10.4274/tpd.galenos.2020.6634

- Botero, D., y Restrepo, M. (2012). Parasitosis Humanas. Corporación para Investigaciones Oiológicas.
- Bravo, V., y Barragán, M. F. (2020). Una revisión actualizada de *Toxoplasma gondii* en Ecuador. *Revista Dilemas Contemporáneos*, 1-22. Obtenido de <https://dilemascontemporaneoseduccionpoliticayvalores.com/index.php/dilemas/article/view/2462>
- Braz, B. M. de A., Feitosa, B. C. de O., Romão, E. A., da Silva, E. M., Pinheiro Júnior, J. W., Mota, R. A., de Azevedo, S. S., & Porto, W. J. N. (2020). Cross-sectional survey for toxoplasmosis in free-range chickens (*Gallus gallus domesticus*) from the atlantic forest area in alagoas state, northeastern brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*, 29(4), 1–6. Obtenido de <https://doi.org/10.1590/s1984-29612020087>
- Cabello, R. R. (2018). Microbiología y Parasitología Humana. Buenos Aires: Médica Panamericana.
- Camillo, G., Machado, M. E. A., Weber, A., Cadore, G. C., Menezes, F. R., Pardini, L., Sangioni, L. A., & Vogel, F. S. F. (2018). Prevalence of antibodies and risk factors associated with infection by *Toxoplasma gondii* in free range chickens of rural area of Santa Maria, Rio Grande do Sul, Brazil. *Pesquisa Veterinaria Brasileira*, 38(7), 1351–1357. <https://doi.org/10.1590/1678-5150-PVB-5418>
- Cano, D. (2018). Estudio epidemiológico de enfermedades zoonóticas desde una perspectiva One Health. *Repositorio Universidad de Córdoba*, 1-229. Obtenido de <http://hdl.handle.net/10396/17050>
- Casas, D. G., y Mayor, V. M. (2018). Seroprevalencia de anticuerpos IgG anti *Toxoplasma gondii*. *Revista Cubana Tecnología de la Salud*, 9(2), 25-35. Obtenido de <http://www.revtecnologia.sld.cu/index.php/tec/article/view/1096>
- Cofré, F., Delpiano, L., Labrana, Y., Reyes, A., Sandoval, A., y Izquierdo, G. (2016). Síndrome de TORCH: enfoque racional del diagnóstico y tratamiento pre y post natal. *Sociedad Chilena de Infectología*, 171-211. Obtenido de <http://dx.doi.org/10.4067/S0716-10182016000200010>
- Cook, E. A. J., Gitahi, N., de Glanville, W. A., Thomas, L. F., Kariuki, S., Kang'ethe, E., & Fèvre, E. M. (2021). Prevalence and risk factors for exposure to *Toxoplasma gondii* in

- slaughterhouse workers in western Kenya. *BMC Infectious Diseases*, 21(1). Obtenido de <https://doi.org/10.1186/s12879-021-06658->
- Covarrubias, N., Vera, D. B., y Hurtado, C. (2020). Seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en un hospital universitario en Chile. *Revista chilena de infectología*, 37(6), 784-787. Obtenido de <http://dx.doi.org/10.4067/S0716-10182020000600784>
- Deshmukh, A. S., Hebbar, B. K., Mitra, P., Shinde, S., Chaudhari, S., & Barbuddhe, S. B. (2021). Seroprevalence and risk factors of *Toxoplasma gondii* infection among veterinary personnel and abattoir workers in Central India. *Parasitology International*, 84. Obtenido de <https://doi.org/10.1016/j.parint.2021.102402>
- Devera, R., Blanco, Y., Amaya, I., Muñoz, R., y Pérez, K. (2013). Seroprevalencia de *toxoplasma gondii* en una comunidad Indígena del municipio Cedeño, Estado bolívar, Venezuela. *Revista Saber*, 25(1), 83-89. Obtenido de http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1315-01622013000100009&lng=es&nrm=iso
- Durlach, R., Freuler, C., Messina, M., Freilij, H., Ayala, S., Venturini, M., Kaufer, F., García, F., Ceriotto, M., Pardini, L., Nadal, M., Ortíz de Zárate, M., Schneider, V., Mayer-Wolf, M., Jacob, N., Abuin, J. C., Altcheh, J., Fiameni, F., Salomon, C., Ledesma, B. y Guarnera, E. (2021). Consenso Argentino de Toxoplasmosis Congénita. *Medicina*, 81(2), 257-268. Obtenido de http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0025-76802021000200257&lng=es&tlng=es
- Elsheikha, H., Marra, C., y Zhu, X. Q. (2021). Epidemiología, Patofisiología, Diagnóstico y Manejo de la Toxoplasmosis Cerebral. *Clinical Microbiology Reviews*, 34, 1-28. Obtenido de <https://doi.org/10.1128/CMR.00115-19>.
- Ferreira, M. U. (2021). *Parasitología Contemporánea*. São Paulo: Grupo Editorial Nacional.
- Flores, M. A., y Cabello, R. R. (2004). *Parasitología Médica de las moléculas a la enfermedad*. México: McGraw-Hill Education. https://books.google.com.uy/books?id=5KjLAAAACAAJ&source=gbs_navlinks_s
- Galván-Ramírez, M. y Mondragón-Flores, R. P. (2017). *ECORFAN* ® *Toxoplasmosis Humana*. Obtenido de www.ecorfan.org

- Gómez-Marín, J. E. (2017). Manifestaciones clínicas de la toxoplasmosis humana. Centro de Investigaciones Biomédicas Manuel Elkin Patarroyo Murillo.
- Heavey, E. (2019). Actualización de la toxoplasmosis. *Nursing*, 44-46. doi:10.1016/j.nursi.2019.03.013
- Kalogeropoulos, D., Sakkas, H., Mohammed, B., Vartholomatos, G., Malamos, K., Sreekantam, S., Kabavaros, P., & Kalogeropoulos, C. (2020). Ocular toxoplasmosis: a review of the current diagnostic. *Int Ophthalmol*, 1-27. Obtenido de <https://doi.org/10.1007/s10792-021-01994-9>
- Kim, K., & Kasper, L. (2015). *Harrison's Principles of Internal Medicine* (7ma ed.). United States: McGraw-Hill Education.
- Liu et al, Q. (2015). Diagnóstico de toxoplasmosis y tipificación de *Toxoplasma gondii*. *Parasites & Vectors*, 1-14. Obtenido de <https://doi.org/10.1186%2Fs13071-015-0902-6>
- Martín-Hernández, I., y García-Izquierdo, M. (2003). Toxoplasmosis en el hombre. *Asociación Mexicana de Bioquímica Clínica*, 28(3), 19-27. Obtenido de <https://www.medigraphic.com/pdfs/bioquimia/bq-2003/bq033d.pdf>
- Méndez, J. O., Plúas, G. R., Castillo, H. R., y Morán, Y. O. (2021). Abordaje de diagnóstico y terapéutico de la toxoplasmosis congénita. *Journal of American Health*, 48-59. Obtenido de <https://www.jah-journal.com/index.php/jah/article/view/74/159>
- Mofokeng, L. S., Taioe, O. M., Smit, N. J., y Thekiso, O. M. (2020). Parásitos de importancia veterinaria de animales domésticos en el distrito de uMkhanyakude de la provincia de KwaZulu-Natal. *Journal of the South African Veterinary Association*(91), 1-11. Obtenido de <https://doi.org/10.4102/jsava.v91i0.2023>
- Ørbæk, M., Kjaer, A. S., Nielsen, H. V., Lebech, M., Katzenstein, T., y Lebech, A. M. (2020). Sospecha de toxoplasmosis durante el embarazo. *VIDENSKAB*, 1-9. Obtenido de https://ugeskriftet.dk/files/scientific_article_files/2020-04/v05190328_webny.pdf
- Orellana, L. A., y Peña, J. A. (2017). Prevalencia de *Toxoplasma gondii* en alumnas de las carreras de cultura física y terapia física y deportiva de la Universidad Nacional de Chimborazo. *Repositorio Universidad Nacional del Chimborazo*, 1-56. Obtenido de <http://dspace.unach.edu.ec/handle/51000/4130>

- Prusa, A. R., Kasper, D. C., Larry, S., Walter, E., Hayde, M. y Stillwaggon, E. (2017). Toxoplasmosis congénita en Austria: el cribado prenatal para la prevención ahorra costes. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 1-24. Obtenido de <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0005648>
- Ramírez, A. M., Ríos, Y. K., Galvis, N. F., Entrena, E., Mariño, N. V., Rangel, D. M., Araque, M. A., Cabarique, D. M., Murillo, M., y Gómez-Marín, J. E. (2019). Seroprevalencia y detección molecular de *Toxoplasma gondii* en donantes de un banco de sangre de Cúcuta, Colombia. *Biomedica: Revista Del Instituto Nacional de Salud*, 39(2), 144–156. Obtenido de <https://doi.org/10.7705/biomedica.v39i4.4288>
- Ramos, L. F. (2015). Determinación de la prevalencia de toxoplasma gondii mediante test de microelisa en gatos domésticos, propietarios y personal de la Clínica Veterinaria Planeta Vida. *Repositorio Universidad Técnica de Cotopaxi*, 1-109. Obtenido de <http://repositorio.utc.edu.ec/handle/27000/2810>
- Rosso, F., Agudelo, A., y Montoya, G. (2007). *Toxoplasmosis congénita: aspectos clínicos y epidemiológicos de la infección durante el embarazo* (Vol. 38). Julio-Septiembre. Obtenido de http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1657-95342007000300014&lng=en&tlng=es
- Sánchez, M., Navarro, R. G., Varela-Cardoso, M. y González, M. (2019). Seroprevalencia de anticuerpos anti-*Toxoplasma gondii* en una población de la región central de Veracruz. *Avan C Salud Med*, 7(1), 3-8. Obtenido de https://www.oaxaca.gob.mx/salud/wp-content/uploads/sites/32/2019/06/Separata-del-Articulo_Seroprevalencia-de-anticuerpos-antitoxoplasma_publicado.pdf
- Schlüter, D., y Barragan, A. (2019). Advances and Challenges in understanding cerebral toxoplasmosis. *Frontiers in immunology*, 1-13. Obtenido de <https://doi.org/10.3389/fimmu.2019.00242>
- Toro, I., Fischer, C. W., Cuevas, A. H., Cespedes-Cortes, B., Valenzuela, A. C., Flores, Y. C., Weinborn, R. A., Muñoz, P. G., Arrué, K. B., Bustamante, C. C., & Dabanch, J. P. (2022). Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in students with occupational risk. *Revista chilena de infectología*, 39. Obtenido de <https://revinf.cl/index.php/revinf/article/view/1432/0>
- Werner, L. (2013). *Parasitología Humana*. México: MacGraw Hill Education.

Zeibig, E. (2014). Parasitología Clínica: un abordago clínico-laboratorial. São Paulo: Elsevier Inc.

11. Anexos

Anexo 1 Autorización gestor Carrera de Medicina Veterinaria para la de toma y recolección de muestras.



UNL

Universidad
Nacional
de Loja

Facultad
de la Salud
Humana

CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO

Loja, 28 de Junio del 2022

Dr. Rodrigo Abad
GESTOR ACADÉMICO DE LA CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA

De mi consideración:

Por medio del presente, me dirijo a usted con la finalidad de expresarle un cordial y respetuoso saludo, deseándole éxito en el desarrollo de sus delicadas funciones. Aprovecho la oportunidad para solicitarle de la manera más respetuosa se digne conceder su autorización y las facilidades a la Srta. CLARISSA DANIELA CASTILLO ARMIJOS, estudiante de la Carrera de Laboratorio Clínico de la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja para la ejecución, toma de muestras y aplicación de encuestas a docentes y estudiantes de 5to a 8vo ciclo que conforman la carrera de Medicina Veterinaria, la información servirá para cumplir con el trabajo de integración curricular denominado: "Anticuerpos anti *Toxoplasma gondii* en docentes y estudiantes de la carrera de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional De Loja" trabajo que lo realizará bajo mi supervisión.

Por la atención que se digne dar al presente, le expreso mi agradecimiento personal e institucional.

Atentamente,

Clarissa Daniela Castillo Armijos
C.I: 1900767003
Cel.: 0980503420



Firmado electrónicamente por:
**HUMBERTO DANIEL
RIASCOS
JARAMILLO**

Bq. F Humberto Daniel Riascos Jaramillo
C.I: 1104061161
Cel.: 0978835715

072 - 57 1379 Ext. 102
Calle Manuel Monteros,
tras el Hospital Isidro Ayora - Loja - Ecuador

Anexo 2 Autorización uso del Centro de diagnóstico médico de la Facultad de la Salud Humana



UNL

Universidad
Nacional
de Loja

Facultad
de la Salud
Humana

Of. No. 2022-0561-DFSH-UNL
Loja, 03 de agosto de 2022.

Señorita
Clarissa Daniela Castillo Armijos
ESTUDIANTE DE LA CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO
Presente.-

De mi especial consideración:

En atención a Of. No. 2022-0589-CLC-FSH-UNL de 03 de agosto de 2022, suscrito por la Dra. Sandra Freire Cuesta, Directora de la Carrera de Laboratorio Clínico, en mi calidad de Autoridad Académica de esta Facultad, en el marco del proyecto de tesis denominado: **"ANTICUERPOS ANTI TOXOPLASMA GONDII EN DOCENTES Y ESTUDIANTES DE LA CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA"**; autorizo el uso del Centro de Diagnóstico Médico, para el procesamiento de muestras y análisis conforme corresponda, bajo la supervisión del Bq. Humberto Daniel Riascos Jaramillo.

De la misma manera, autorizo a la Lic. Diana Ramón Montaña, Responsable del Centro de Diagnóstico Médico, brinde el apoyo requerido por la Srta. Castillo Armijos.

Aprovecho la oportunidad para reiterar mi sentimiento de consideración y estima.

Atentamente,
**EN LOS TESOROS DE LA SABIDURIA,
ESTA LA GLORIFICACION DE LA VIDA.**



Firmado electrónicamente por:
**SANTOS AMABLE
BERMEO FLORES**

Dr. Amable Bermeo Flores, Mg. Sc.
DECANO FACULTAD DE LA SALUD HUMANA UNL.

Cc: Carrera Laboratorio Clínico, Lcda. Diana Ramón Montaña, Archivo.

ABF/ Yadira Córdova.
ANALISTA DE DESPACHO DE AUTORIDAD ACADÉMICA

Anexo 3 Consentimiento Informado



unl

Universidad
Nacional
de Loja

Facultad
de la Salud
Humana

CONSENTIMIENTO INFORMADO

“Anticuerpos anti *Toxoplasma gondii* en docentes y estudiantes de la carrera de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional De Loja”

Investigadora: Clarissa Daniela Castillo Armijos

Nro. celular: 0980503420

Fecha:

Datos del paciente:

Nro. Cédula:

En el marco del proyecto “Anticuerpos anti *Toxoplasma gondii* en docentes y estudiantes de la carrera de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional De Loja” bajo la coordinación de la Dra. Sandra Freire gestora de la Carrera de Laboratorio Clínico de la Facultad de la Salud Humana, se realizarán investigaciones con diversos enfoques en colaboración con los estudiantes, quienes desarrollan sus proyectos de tesis cuyos resultados contribuirán a la comunidad y el área de la Salud.

Para la ejecución del mismo se necesita la toma de muestras de sangre de docentes y estudiantes de la carrera de Medicina Veterinaria perteneciente a la Facultad de Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables que se encuentren realizando sus actividades laborales o prácticas de manera presencial y que en adelante se denominarán “pacientes”. Considerando desee ser participe el proceso de recolección de muestra comprende una venopunción en la que sentirá un ligero dolor cuando se introduce la aguja y quizá experimente una sensación pulsátil en la zona tras la extracción, este procedimiento es de muy bajo riesgo y no le generará heridas que perjudiquen. La persona que llevara a cabo el proyecto pertenece a la carrera de Laboratorio Clínico quien tomara y procesara las muestras. Los resultados serán informados al paciente directamente y serán registrados para su posterior seguimiento. Toda la información será recolectada estricta y confidencialmente para asegurar la privacidad de los docentes y estudiantes que decidan ser parte de este proyecto.

Declaración del consentimiento informado

Siendo mayor de edad, en uso pleno de mis facultades mentales y sin presión, coacción, ni violencia alguna; en completo conocimiento de la naturaleza, forma, duración, propósito,

inconvenientes y riesgos relacionados con el estudio indicado, declaro mediante la presente que he facilitado la información completa hasta mi conocimiento sobre mi estado de salud; que he sido informado de manera clara y sencilla por parte del grupo de investigadores, de todos los aspectos relacionados con el proyecto y estoy de acuerdo con el procedimiento que se me ha propuesto; que está claro, que mi participación en dicho proyecto consiste en entregar una muestra de sangre para que sea procesada y que dicha muestra no será empleada para otros fines sin mi consentimiento.

Declaro que he sido informado de las ventajas e inconvenientes de mi participación en el proyecto, que he escuchado, leído y comprendido toda la información recibida y se me ha dado la oportunidad de preguntar lo que he necesitado sobre el proyecto. El grupo de investigadores coordinados por la Dra. Sandra Freire, me ha garantizado la total confidencialidad relacionada a mi identidad como a cualquier información relacionada con mi persona, a la que tenga acceso para el desarrollo de este proyecto. Bajo ningún aspecto me han ofrecido, ni pretendo recibir ningún beneficio de tipo económico producto de los hallazgos que puedan producirse en el referido proyecto de investigación. Además, es de mi conocimiento que puedo retirarme del proyecto en caso de considerar que el mismo no es de mi interés o conveniencia.

.....
Nombre, Firma y C.I de la
paciente.

.....
Nombre, Firma y C.I
del testigo.

Negativa del consentimiento informado

Fecha:

Siendo mayor de edad, en uso pleno de mis facultades mentales y sin presión, coacción, ni violencia alguna, NO autorizo y me niego a que se me realice el procedimiento propuesto, responsabilidades futuras de cualquier índole al servicio de salud y la intervención requerida.

.....
Nombre, Firma y C.I de la
paciente.

.....
Nombre, Firma y C.I
del testigo.

Anexo 4 Encuesta



Universidad Nacional De Loja
Facultad De La Salud Humana
Carrera De Laboratorio Clínico

ENCUESTA

Nombres y Apellidos:

Edad:

Sexo:

Correo electrónico institucional:

Nro. celular:

NOTA: Los datos e información obtenidos serán manejados y utilizados de forma confidencial. En caso de que surja alguna duda por favor hágamelo saber.

Instrucciones: Lea detenidamente cada una de las preguntas y marque con una X su respuesta.

1. Padece o ha padecido usted alguno/s de los siguientes síntomas:

- Visión borrosa.
- Inflamación en ganglios linfáticos en cabeza y cuello
- Dolor muscular
- Fiebre o Fatiga
- Mala coordinación
- Desorientación
- Dificultad para respirar
- Ninguno

2. ¿Ha sido diagnosticado/a con toxoplasmosis anteriormente?

- Si
- No

En caso de que la respuesta sea si: Hace cuánto tiempo _____

3. ¿Cuándo fue diagnosticado/a recibió tratamiento?

- Si

No

4. De las siguientes especies seleccione aquella/s con la/s que se ha relacionado con mayor frecuencia sea laborando o durante sus prácticas:

Felinos (gatos)

Caninos (perros)

Porcinos (cerdos)

Caprinos (Cabras)

Ovinos (ovejas)

Aves de Corral (Gallinas, Pollos, Codornices, Patos, Gansos, Pavo)

Equinos (Caballos)

Bovinos (vacas)

Cobayos (cuyes, conejos)


5. En su hogar se ha relacionado con alguna/s de las especies mencionadas:

Si


No

Agradezco su colaboración ¡Buen día!


Anexo 5 Protocolo para la toma de muestra de sangre


	<p align="center">Universidad Nacional De Loja Faкультad De La Salud Humana Carrera De Laboratorio Clínico</p>		<p align="center">Protocolo para la toma de muestras de sangre venosa</p>
<p>Fecha de elaboración: 20 de marzo del 2022</p>	<p>Tutor del proyecto de tesis: Bq.F Humberto Daniel Riascos Mg. Sc</p>	<p>Código 0005</p> <p>Versión 0005</p>	
<p>Tema del proyecto:</p>	<p>Anticuerpos anti <i>Toxoplasma gondii</i> en docentes y estudiantes de la carrera de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional De Loja</p>		
<p>Equipo/Área:</p>	<p>Instalaciones de la carrera de Medicina Veterinaria de la UNL</p>		
<p>Responsable:</p>	<p>Dr. Rodrigo Abad Mg. Sc Gestor Académico Carrera de Medicina Veterinaria</p>		
<p>Introducción:</p>	<p>La toma de muestra de sangre venosa mediante punción directa para el posterior análisis clínico debe llevarse a cabo con una técnica correctamente realizada por el personal encargado, como es de conocimiento los resultados dependerán también de la preparación previa del paciente. Los principales errores asociados a la realización de una técnica inadecuada lo son la mala calidad por hemolisis o la presencia de coágulos, cantidad insuficiente de muestra, tubo inadecuado y obtención inapropiada estos errores en esta fase anterior al análisis suponen un impacto significativo en los resultados y con ello un diagnóstico inadecuado (Medina et al, 2016).</p>		
<p>Objetivo:</p>	<p>Utilizar los requerimientos necesarios a seguir para la realización correcta de la técnica de toma y recolección de una muestra de sangre venosa de calidad para evitar alteraciones durante el proceso analítico.</p>		
<p>Alcance:</p>	<p>Permitirá conocer el procedimiento adecuado para la toma de muestras de sangre venosa correcta y con ello la emisión eficiente de resultados.</p>		
<p>Acciones preliminares</p>	<p>Verificar que se disponga de todos los materiales necesarios.</p>	<p>Materiales</p>	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Sistema Vacutainer ▪ Torundas de algodón ▪ Alcohol etílico o isopropílico al 70% ▪ Tubos vacutainer tapa roja ▪ Torniquete

		<ul style="list-style-type: none"> ▪ Curas ▪ Gradilla
<p>Procedimiento</p>	<p>Deben considerarse las siguientes condiciones preanalíticas para obtener unos resultados óptimos: ayuno o dieta, actividad física, uso de fármacos y drogas de abuso.</p> <p>Debe cumplirse un periodo de ayuno mínimo de 8 horas, evitar un ayuno de más de 16 horas. Además, guardar reposo de al menos 15 minutos antes de obtenerse la muestra. Restringirse al consumo de alcohol o tabacos. (Navedo, 2017).</p> <p>En su artículo (Pérez y García, 2020) mencionan el siguiente procedimiento:</p> <ol style="list-style-type: none"> 1. Ingresar al laboratorio con la debida vestimenta de bioseguridad. 2. Preparar el material necesario para la extracción, ubicar la aguja tapada en el sistema vacutainer. 3. Identificar correctamente al paciente nombre y apellido o asignar un código numérico garantizamos la trazabilidad de la muestra durante la fase preanalítica, analítica y postanalítica. 4. Situamos al paciente sentado cómodamente con descanso en los brazos. 5. Colocar el torniquete o compresor aproximadamente de 8 a 10 cm por encima del sitio de venopunción por no más de 1 minuto. 6. Pedimos al paciente que haga puño y palpamos con el dedo índice de la mano dominante para identificar la vena más apropiada para la punción, en caso de hallar dificultad cambiar de brazo. 7. Limpiar la zona a puncionar con alcohol etílico o isopropílico al 70 % realizando círculos concéntricos de entre 2 y 10 cm de diámetro, dejando secar completamente aproximadamente 30 segundos. <u>No volver a tocar la zona desinfectada.</u> 	


	<p>8. Des encapuchar la aguja y puncionar cuidadosamente, insertamos el tubo vacutainer requerido sin ejercer fuerza o generar movimientos bruscos.</p> <p>9. En cuanto fluya la sangre llenamos 3 ml, aflojamos ligeramente el torniquete y le pedimos al paciente que abra la mano.</p> <p>10. Retiramos el tubo e invertimos suavemente de 5-10 veces, luego retiramos la aguja y el sistema vacutainer.</p> <p>11. Presionamos con un algodón seco la zona de punción de 2 a 5 minutos, o bien 10 minutos en el caso de pacientes anticoagulados, evitando la salida de sangre residual.</p>
<p>Referencias bibliográficas:</p>	<p>Medina et al, D. (2016). Identificación de errores preanalíticos durante la febotomía en pacientes de consultorio externo. <i>Rev Latinoamer Patol Clin Med Lab</i>, 30-33. Obtenido de http://www.medigraphic.com/pdfs/patol/pt-2016/pt161e.pdf</p> <p>Navedo, E. S. (2017). Revisión bibliográfica sobre el procedimiento de extracción de muestra sanguínea venosa periférica. <i>Nuberos Científica</i>, 27-32. Obtenido de http://www.index-f.com/nuberos/2017pdf/2327.pdf</p>
<p>Elaborado por:</p>	<p>Revisado y validado por:</p>
<p>Clarissa Daniela Castillo Armijos</p>	<div style="text-align: center;">  <p>Firmado electrónicamente por: HUMBERTO DANIEL RIASCOS JARAMILLO</p> <p>16 de junio del 2022</p> </div>


Anexo 6 Protocolo transporte de muestras al CDM de la Facultad de la Salud Humana

	<p align="center">Universidad Nacional De Loja Facultad De La Salud Humana Carrera De Laboratorio Clínico</p>		<p align="center">Protocolo para el transporte de muestras al CDM de la Facultad de la Salud Humana</p>
<p>Fecha de elaboración: 20 de marzo del 2022</p>	<p>Tutor del proyecto de tesis: Bq.F Humberto Daniel Riascos Mg. Sc</p>	<p>Código 006</p>	<p>Versión 006</p>
<p>Tema del proyecto:</p>	<p>Anticuerpos anti <i>Toxoplasma gondii</i> en docentes y estudiantes de la carrera de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional De Loja</p>		
<p>Equipo/Área:</p>	<p>Centro de Diagnóstico Médico de la Facultad de la Salud Humana</p>		
<p>Responsable del Laboratorio:</p>	<p>Licda. Diana Ramón</p>		
<p>Introducción:</p>	<p>Las muestras recolectadas deben mantenerse bajo condiciones de temperatura, guardadas de la luz u otras a fin de garantizar la integridad y estabilidad de la misma (Instituto Nacional de Salud, 2019).</p>		
<p>Objetivo:</p>	<p>Describir los criterios y procesos oportunos para el transporte adecuado de muestras de sangre para el posterior análisis.</p>		
<p>Alcance:</p>	<p>Permitirá conocer la forma ideal de transportar las muestras sin ocasionar daño en su integridad para su posterior procesamiento y análisis.</p>		
<p>Acciones preliminares</p>	<p>Verificar que se disponga de todos los materiales necesarios.</p>	<p>Materiales</p>	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Cooler ▪ Geles refrigerantes ▪ Gradilla
<p>Procedimiento para el transporte de muestras</p>	<p>Una vez llevada a cabo la toma de muestra de sangre venosa, seguiremos los siguientes criterios:</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Verificar la identificación del recipiente de recolección debe ser clara e inequívocamente, si es posible usar una etiqueta que no pueda desprenderse fácilmente. <ol style="list-style-type: none"> 1. Utilizaremos como recipiente exterior o secundario un cooler para mantener la temperatura y asegurar el transporte de las muestras evitando accidentes. 2. Colocamos en el interior una gradilla grande para brindarle soporte a los tubos o recipientes primarios en donde se recolectaron las muestras, deberán ser transportados en posición vertical. 3. Colocaremos a los lados geles refrigerantes, las muestras deben transportarse manteniendo una temperatura de 2°C a 8°C (OMS, 2019). 		


Referencias bibliográficas:	Instituto Nacional de Salud. (2019). <i>Manual de procedimientos para la toma, conservación y envío de muestras al Laboratorio Nacional de Referencia</i> . Bogotá: Dirección Redes en Salud Pública. OMS. (2019). <i>Guía sobre la reglamentación relativa al transporte de sustancias infecciosas 2019–2020</i> . Ginebra. Obtenido de blob:https://acrobat.adobe.com/843015f3-33d5-4d69-9350-3874e0d34e15
Elaborado por:	Revisado y validado por:
Clarissa Daniela Castillo Armijos	 <p>Firmado electrónicamente por: HUMBERTO DANIEL RIASCOS JARAMILLO</p> <p>16 de junio del 2022</p>


Anexo 7 Protocolo para la conservación de muestras de sangre venosa

 <p>1859</p>	<p>Universidad Nacional De Loja</p> <p>Facultad De La Salud Humana</p> <p>Carrera De Laboratorio Clínico</p>	<p>Protocolo para la conservación de muestras de sangre venosa</p>
<p>Fecha de elaboración: 20 de marzo del 2022</p>	<p>Tutor del proyecto de tesis: Bq.F Humberto Daniel Riascos Mg. Sc</p>	<p>Código 0007</p> <p>Versión 0007</p>
<p>Tema del proyecto:</p>	<p>Anticuerpos anti <i>Toxoplasma gondii</i> en docentes y estudiantes de la carrera de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional De Loja</p>	
<p>Equipo/Área:</p>	<p>Centro de Diagnóstico Médico de la Facultad de la Salud Humana</p>	
<p>Responsable del Laboratorio:</p>	<p>Licda. Diana Ramón</p>	
<p>Introducción:</p>	<p>Es importante tener cuenta las condiciones óptimas de conservación y almacenamiento en las que se deben mantener las muestras a partir de la toma hasta su llegada al laboratorio, estas condiciones incluyen el mantener una temperatura óptima de refrigeración, congelación o temperatura ambiente, se debe evitar la exposición a factores ambientales como luz, humedad que puedan interferir en la calidad de la misma, en algunos casos las</p>	


	malas condiciones de conservación de la muestra pueden alterar las características de los analitos (Instituto Nacional de Salud, 2019).	
Objetivo:	Almacenar y conservar en óptimas condiciones las muestras de sangre tras su llegada al laboratorio en el cual se procesarán.	
Alcance:	Permitirá conocer la manera adecuada de conservar las muestras y los analitos que se pretende analizar en caso de que su procesamiento no pueda realizarse de manera inmediata.	
Acciones preliminares	Verificar que se disponga de todos los materiales necesarios.	Materiales <ul style="list-style-type: none"> ▪ Tubos eppendorf ▪ Refrigerador ▪ Gradillas ▪ Etiquetas
Procedimiento	<p>Las muestras son estables a temperatura ambiente durante 8 horas.</p> <ol style="list-style-type: none"> 1. Centrifugar a 3500 rpm por 5 minutos las muestras y pipetear la cantidad de suero obtenida en tubos eppendorf. 2. Refrigerar de 2°C a 8°C por 7 días o congelar a – 20°C de 3 a 6 meses. 3. Antes de utilizarlos dejar temperar. <p>Nota: De ser necesario verificar el inserto Kit utilizado.</p>	
Referencias bibliográficas:	<p>Instituto Nacional de Salud. (2019). <i>Manual de procedimientos para la toma, conservación y envío de muestras al Laboratorio Nacional de Referencia</i>. Bogotá: Dirección Redes en Salud Pública.</p> <p>Hospital de la Vega. (2019). <i>Manual toma, transporte, conservación y remisión de muestras</i>. Cundinamarca. Obtenido de https://eselavega-cundinamarca.gov.co/wp-content/uploads/2020/05/1.-MANUAL-DE-TOMA-TRANSPORTE-CONSERVACION-Y-REMISION-DE-MUESTRAS.pdf</p>	
Elaborado por:	Revisado y validado por:	
Clarissa Daniela Castillo Armijos	 <p>Firmado electrónicamente por: HUMBERTO DANIEL RIASCOS JARAMILLO</p> <p>16 de junio del 2022</p>	


Anexo 8 Protocolo para la eliminación adecuada de los desechos generados

 <p>1859</p>	<p align="center">Universidad Nacional De Loja Facultad De La Salud Humana Carrera De Laboratorio Clínico</p>		<p align="center">Protocolo para la eliminación adecuada de los desechos generados</p>
<p>Fecha de elaboración: 20 de marzo del 2022</p>	<p>Tutor del proyecto de tesis: Bq.F Humberto Daniel Riascos Mg. Sc</p>	<p>Código 0008</p> <p>Versión 0008</p>	
<p>Tema del proyecto:</p>	<p>Anticuerpos anti <i>Toxoplasma gondii</i> en docentes y estudiantes de la carrera de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional De Loja</p>		
<p>Equipo/Área:</p>	<p>Centro de Diagnóstico Médico de la Facultad de la Salud Humana</p>		
<p>Responsable del Laboratorio:</p>	<p>Licda. Diana Ramón</p>		
<p>Introducción:</p>	<p>La clasificación de los desechos es la primera etapa en la cual se generan, acopian y acondicionan los mismos de acuerdo a su nivel de riesgo y sus características, un correcto manejo no debe permitir que se mezclen los residuos y desechos no peligrosos con aquellos que posee características peligrosas (CONICYT, 2018).</p>		
<p>Objetivo:</p>	<p>Clasificar y manejar correctamente los desechos generados durante la toma, transporte y procesamiento de las muestras de sangre.</p>		
<p>Alcance:</p>	<p>Permitirá conocer los requerimientos y criterios a seguir para el correcto manejo y almacenamiento de los desechos generados en el laboratorio.</p>		
<p>Acciones preliminares</p>	<p>Verificar que se disponga de todos los materiales necesarios.</p>	<p>Materiales</p>	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Recipiente rojo y negro ▪ Funda según corresponda.
<p>Procedimiento</p>	<p>Utilizar recipientes resistentes al lavado y a la desinfección, paredes lisas y continuas con la respectiva etiqueta. Colocar fundas suficiente grandes para doblarlas hacia el exterior y revestir internamente el recipiente.</p> <p><u>Desechos comunes:</u> Negro</p> <p>En el colocaremos material como toallas de uso descartable utilizadas para el secado de manos, otros desechos y residuos no peligrosos.</p> <p><u>Desechos infecciosos:</u> Rojo</p> <p>En el colocaremos torundas de algodón, batas, mandiles, gorros, guantes, mascarillas, envases que hayan contenido muestras de heces y orina.</p> <p><u>Desechos cortopunzantes:</u> Rojo</p>		


	En el colocaremos lancetas, cuchillas, agujas, descartables, tubos con sangre, suero o plasma sanguíneo para descarte, palillos para mezclar o inocular las muestras de laboratorio, jeringas que no hayan sido separadas de la aguja y todo material de plástico rígido con características punzantes (MSP, 2020).
Referencias bibliográficas:	CONICYT. (2018). <i>Manual de Normas de Bioseguridad y Riesgos Asociados</i> . Chile. Obtenido de https://www.conicyt.cl/fondecyt/files/2018/06/Manual-_Bioseguridad-_junio_2018.pdf MSP. (2020). <i>gestión interna de desechos generados en establecimientos de salud</i> . Ecuador.
Elaborado por:	Revisado y validado por:
Clarissa Daniela Castillo Armijos	 <p>Firma electrónica por: HUMBERTO DANIEL RIASCOS JARAMILLO</p> <p>16 de junio del 2022</p>

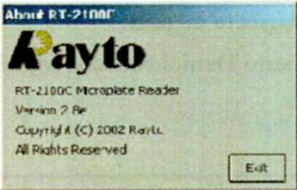
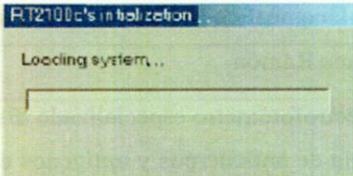
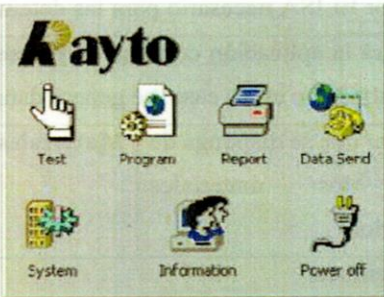

Anexo 9 Protocolo uso de la centrifuga para el procesamiento de las muestras

 <p>1859</p>	<p align="center">Universidad Nacional De Loja Facultad De La Salud Humana Carrera De Laboratorio Clínico</p>		<p align="center">Protocolo uso de la centrifuga para el procesamiento de las muestras</p>
<p>Fecha de elaboración: 20 de marzo del 2022</p>	<p>Tutor del proyecto de tesis: Bq.F Humberto Daniel Riascos Mg.Sc</p>	<p>Código 0009</p> <p>Versión 0009</p>	
<p>Tema del proyecto:</p>	<p>Anticuerpos anti <i>Toxoplasma gondii</i> en docentes y estudiantes de la carrera de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional De Loja</p>		
<p>Equipo/Área:</p>	<p>Centro de Diagnóstico Médico de la Facultad de la Salud Humana</p>		
<p>Responsable del Laboratorio:</p>	<p>Licda. Diana Ramón</p>		
<p>Introducción:</p>	<p>Mediante el uso del principio de centrifugación obtenemos componentes como el suero y plasma de una muestra sanguínea, este proceso realizado por el equipo se basa en separar mezclas compuestas por elementos sólidos y líquidos de distinta densidad tras la exposición a una fuerza giratoria en la intensidad que se necesite, por tanto, los elementos más densos de la muestra estarán lejos del centro de rotación, mientras que los menos densos quedarán en el centro (Cromtek, 2020).</p>		
<p>Objetivo:</p>	<p>Conocer las condiciones e instrucciones de operación a seguir bajo las cuales utilizaremos una centrifuga.</p>		
<p>Alcance:</p>	<p>Permitirá la aplicación correcta de procesos que no perjudiquen las muestras sus resultados o se genere daños en el equipo durante su uso.</p>		
<p>Acciones preliminares</p>	<p>Verificar que se disponga de todos los materiales necesarios.</p>	<p>Materiales</p>	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Equipo centrifuga
<p>Procedimiento</p>	<p>Verificar que se encuentre en una superficie limpia que brinde firmeza y lo mantenga nivelado.</p> <p><u>Operación:</u></p> <ol style="list-style-type: none"> 1. Asegurarse que el interior de la misma no contenga objetos u otros. 2. Conecte el equipo a una fuente de energía 100 V. 3. Encienda el equipo. 4. Revisamos que se encuentre en la velocidad y tiempo deseados. 5. Revisar que las muestras estén coaguladas completamente. 		


	<p>6. Colocamos balanceando según la forma y la cantidad de muestra presente en cada tubo, esto en sitios opuestos uno frente a otro.</p> <p>7. En caso de tener un número impar de tubos, colocar un tubo extra con agua frente al tubo de la muestra impar.</p> <p>8. Iniciamos.</p>
Referencias bibliográficas:	<p>Cromtek. (2020). <i>Centrifugación métodos y usos prácticos en el laboratorio</i>. Obtenido de https://www.cromtek.cl/2020/07/30/centrifugacion-metodos-y-usos-practicos-en-laboratorio/</p> <p>Probien. (2017). <i>Procedimiento para el uso de la Centrífuga</i>. Obtenido de https://probien.conicet.gov.ar/wp-content/uploads/sites/56/2017/06/005-Procedimiento-Centr%C3%ADfuga-PROBIEN.pdf</p>
Elaborado por:	Revisado y validado por:
Clarissa Daniela Castillo Armijos	 <p>Firmado electrónicamente por: HUMBERTO DANIEL RIASCOS JARAMILLO</p> <p>16 de junio del 2022</p>

Anexo 10 Protocolo uso Equipo ELISA para el procesamiento de las muestras

	<p align="center">Universidad Nacional De Loja Facultad De La Salud Humana Carrera De Laboratorio Clínico</p>		<p align="center">Protocolo uso Equipo ELISA para el procesamiento de las muestras</p>
<p>Fecha de elaboración: 20 de marzo del 2022</p>	<p>Tutor del proyecto de tesis: Bq.F Humberto Daniel Riascos Mg. Sc</p>	<p>Código 0010</p> <p>Versión 0010</p>	
<p>Tema del proyecto:</p>	<p>Anticuerpos anti <i>Toxoplasma gondii</i> en docentes y estudiantes de la carrera de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional De Loja</p>		
<p>Equipo/Área:</p>	<p>Centro de Diagnóstico Médico de la Facultad de la Salud Humana</p>		
<p>Responsable del Laboratorio:</p>	<p>Licda. Diana Ramón</p>		
<p>Introducción:</p>	<p>Es un espectrofotómetro especializado diseñado y utilizado como técnica para determinar la presencia de anticuerpos y antígenos específicos que pueden hallarse en una muestra. Tiene una aplicación directa en inmunología y serología permitiendo la confirmación de enfermedades ocasionadas por agentes infecciosos, vacunal, entre otros (Laboratorios EYCO, 2021).</p>		
<p>Objetivo:</p>	<p>Conocer las condiciones e instrucciones de operación a seguir bajo las cuales utilizaremos el Lector ELISA necesario para las determinaciones de interés.</p>		
<p>Alcance:</p>	<p>Permitirá la aplicación correcta de procesos que no perjudiquen las muestras a analizar, los resultados o en su caso, se generé daños en el equipo durante su uso.</p>		
<p>Acciones preliminares</p>	<p>Verificar que se disponga de todos los materiales necesarios.</p>	<p>Materiales</p>	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Lector microplacas ELISA RT-2100C
<p>Procedimiento</p>	<p>Instrucciones:</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Cuenta con un panel táctil ha de operarse utilizando el lápiz digital. ▪ Posee un teclado digital de números en el que podrán registrarse números enteros (edad), número de punto (absorbancias), número digital (código de teléfono), presione el botón “OK” para guardar la información digitada o “cancelar” en caso contrario. ▪ Posee un teclado en pantalla que puede utilizarse como el teclado de un pc, las ventanas pueden moverse/arrastrarse. <p>Operación:</p>		


	<p>1. Conecte el equipo a una fuente de energía 110 V, espere 10 segundos. Se - visualizará la siguiente pantalla.</p>  <p>2. Este se auto verificará y los datos de inicialización se han de cargar.</p>  <p>3. El equipo mostrará un reporte de errores en caso de haberlos, este no habrá pasado la autoverificación.</p> <p>4. El sistema mostrará una ventana de menú principal en la que podrá seleccionar las acciones que desee llevar a cabo.</p>  <p>NOTA: En caso de dudas deberá revisarse el manual de usuario del equipo.</p>
<p>Referencias bibliográficas:</p>	<p>Laboratorios EYCO. (2021). <i>Técnica ELISA: en qué consiste, usos y equipos empleados para su medida</i>. Obtenido de https://www.laboratorioseyco.com</p> <p>Rayto Life y Analytical Sciences. (2014). <i>Manual usuario: Lector de microplacas</i> (7ma ed.). China: Shangai International Holding Corp.</p>
<p>Elaborado por:</p>	<p>Revisado y validado por:</p>
<p>Clarissa Daniela Castillo Armijos</p>	 <p>16 de junio del 2022</p>

Anexo 11 Protocolo para la determinación de IgG e IgM anti toxoplasma



	<p align="center">Universidad Nacional De Loja Facultad De La Salud Humana Carrera De Laboratorio Clínico</p>		<p align="center">Protocolo para la determinación de IgG e IgM anti toxoplasma</p>
<p>Fecha de elaboración: 20 de marzo del 2022</p>	<p>Tutor del proyecto de tesis: Bq.F Humberto Daniel Riascos Mg.Sc</p>	<p>Código 0011</p>	
		<p>Versión 0011</p>	
<p>Tema del proyecto:</p>	<p>Anticuerpos anti <i>Toxoplasma gondii</i> en docentes y estudiantes de la carrera de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional De Loja</p>		
<p>Equipo/Área:</p>	<p>Centro de Diagnóstico Médico de la Facultad de la Salud Humana</p>		
<p>Responsable del Laboratorio:</p>	<p>Licda. Diana Ramón</p>		
<p>Introducción:</p>	<p>La determinación de la presencia de anticuerpos contra <i>Toxoplasma gondii</i> se realiza con ayuda del inmunoensayo ELISA indirecto el cual se basa en un proceso de unión de dos pasos que implica el uso de un anticuerpo primario y un anticuerpo secundario marcado (Leon, 2019).</p>		
<p>Objetivo:</p>	<p>Conocer el procedimiento a realizar para la determinación de las inmunoglobulinas IgG e IgM anti <i>Toxoplasma gondii</i> mediante kits comerciales basados en la técnica inmunoensayo ELISA.</p>		
<p>Alcance:</p>	<p>Permite conocer el esquema correcto mediante el cual se procederá para las determinaciones de interés, evitando errores o confusiones que afecten en la calidad de los resultados.</p>		
<p>Acciones preliminares</p>	<p>Verificar que se disponga de todos los materiales necesarios.</p>	<p>Materiales</p>	<p>Kits completos:</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Placa con 96 pocillos ▪ Diluyente para sueros ▪ Control positivo IgG e IgM ▪ Control negativo IgG e IgM ▪ Cut off control ▪ Conjugado IgG e IgM ▪ Sustrato IgG e IgM

			<ul style="list-style-type: none"> ▪ Solución reconstitución IgM ▪ Solución de parada ▪ Solución de lavado ▪ Pipeta de precisión 5 y 100 µl ▪ Pipeta multicanal de precisión 100 µl ▪ Puntas pipetas de 5-100 µl ▪ Gradillas ▪ Rotulador ▪ Incubadora ▪ Lector Placas de ELISA con filtro de 450 nm. ▪ Centrifuga ▪ Vasos precipitado 100 mL ▪ Probeta 250ml ▪ Agua destilada
<p>Procedimiento determinación IgG</p>	<p>Sacamos los reactivos 1 hora antes para que alcancen la temperatura ambiente, evitando sacar la placa del envase.</p> <p><u>Preparación solución de lavado</u></p> <p>Completar hasta 1 litro con agua destilada un vial de 50 ml de solución de lavado concentrada.</p> <ol style="list-style-type: none"> 1. Agitamos y preparamos los pocillos según el número de muestras a procesar, adicionando uno para el control positivo, uno para el control negativo y dos para el suero cut off. Asegurarse de rotular los pocillos correctamente. 2. Añadir 100 µl de diluyente de muestras a todos los tubos pocillos a emplear. 3. Añadir 5 µl de las muestras, 5 µl del control positivo 5 µl del suero cut off (en duplicado) y 5 µl del control negativo en los pocillos correspondientes. Agitamos por 2 minutos. 		

	<p>4. Tapar mediante lámina adhesiva e incubar 45 minutos a 37±1°C.</p> <p>5. Retirar la lámina adhesiva, aspirar el contenido de todos los pocillos y lavar cada uno de ellos 5 veces con 0,3 ml de solución de lavado.</p> <p>6. Añadir inmediatamente 100 µl de conjugado IgG a todos los pocillos.</p> <p>7. Tapar mediante lámina adhesiva e incubar 30 minutos a 37±1°C.</p> <p>8. Retirar la lámina adhesiva, aspirar el contenido de todos los pocillos y lavar cada uno de ellos 5 veces con 0,3 ml de solución de lavado.</p> <p>9. Añadir inmediatamente 100 µl de solución de sustrato a todos los pocillos.</p> <p>10. Incubar a temperatura ambiente durante 20 minutos en la oscuridad.</p> <p>11. Añadir inmediatamente 50 µl de solución de parada a todos los pocillos.</p> <p>12. Leer a 450/620 nm, antes de 1 hora.</p> <p>NOTA: Conservar los reactivos entre 2 y 8°C. Si aparecen cristales en la solución de lavado calentarla a 37±1°C.</p> <p>Validación del ensayo:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Control positivo >0,9 • Control negativo <0,5 • Control cut off >0,55: <1,5 <p>Interpretación resultados</p> <p>Índice de anticuerpos= (D.O. de la muestra / media de D.O. del suero cut off) x10</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ índices inferiores a 9 se considera que no tienen anticuerpos específicos frente a <i>T. gondii</i> de tipo IgG. ▪ índices superiores a 11 se considera que tienen anticuerpos específicos frente a <i>T. gondii</i> de tipo IgG. <p>Resultado dudoso: 9-11 deben volverse a analizar y/o solicitar una nueva muestra para confirmación.</p>
<p>Procedimiento determinación IgM</p>	<p>Preparación del conjugado</p> <p>Añadir 3 ml de solución de reconstitución a un vial de conjugado liofilizado. Dejar durante un minuto para permitir la rehidratación y mezclar vigorosamente mediante vortex.</p> <ol style="list-style-type: none"> 1. Igual al paso 1 del procedimiento para la determinación de IgG. 2. Agitamos y preparamos los pocillos según el número de muestras a procesar, adicionando uno para el control positivo, uno para el control negativo y dos para el suero cut off. Asegurarse de rotular los pocillos correctamente.

	<ol style="list-style-type: none"> 3. Añadir 100 µl de diluyente de muestras a todos los tubos pocillos a emplear, excepto en los controles. 4. Añadir 5 µl de las muestras, 100 µl del control positivo 100 µl del suero cut off (en duplicado) y 100 µl del control negativo en los pocillos correspondientes. Agitamos por 2 minutos. 5. Tapar mediante lámina adhesiva e incubar 60 minutos a 37±1°C. 6. Retirar la lámina adhesiva, aspirar el contenido de todos los pocillos y lavar cada uno de ellos 5 veces con 0,3 ml de solución de lavado. 7. Añadir inmediatamente 100 µl de conjugado IgM a todos los pocillos. 8. Tapar mediante lámina adhesiva e incubar 60 minutos a 37±1°C. 9. Retirar la lámina adhesiva, aspirar el contenido de todos los pocillos y lavar cada uno de ellos 5 veces con 0,3 ml de solución de lavado. 10. Añadir inmediatamente 100 µl de solución de sustrato a todos los pocillos. 11. Incubar a temperatura ambiente durante 20 minutos en la oscuridad. 12. Añadir inmediatamente 50 µl de solución de parada a todos los pocillos. 13. Leer a 450/620 nm, antes de 1 hora. <p><u>Validación del ensayo:</u></p> <ul style="list-style-type: none"> • Control positivo >0,9 • Control negativo <0,5 • Control cut off >0,55: <1,5 <p><u>Interpretación resultados</u></p> <p>Índice de anticuerpos= (D.O. de la muestra / media de D.O. del suero cut off) x10</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ índices inferiores a 9 se considera que no tienen anticuerpos específicos frente a <i>T. gondii</i> de tipo IgG. ▪ índices superiores a 11 se considera que tienen anticuerpos específicos frente a <i>T. gondii</i> de tipo IgG. <p>Resultado dudoso: 9-11 deben volverse a analizar y/o solicitar una nueva muestra para confirmación.</p>
Referencias bibliográficas:	Vircell Microbiologists. (2018). <i>Toxoplasma ELISA IgG</i> . Obtenido de https://www.vircell.com/media/INSERTS/TOXOPLASMA%20ELISA%20IgG_G1027_ES.pdf
	Vircell Microbiologists. (2018). <i>Toxoplasma ELISA IgM capture</i> . Obtenido de https://www.vircell.com/media/INSERTS/TOXOPLASMA%20ELISA%20IgM%20CAPTURE_M1027_ES.pdf
Elaborado por:	Revisado y validado por:
Clarissa Daniela Castillo Armijos	 <p>Firmado electrónicamente por: HUMBERTO DANIEL RIASCOS JARAMILLO</p> <p>16 de junio del 2022</p>

Anexo 12 Informe resultados

 	Facultad De La Salud Humana Carrera De Laboratorio Clínico Realizado por: Clarissa D. Castillo Correo: clarissa.castillo@unl.edu.ec Nro. celular: 0980503420	
INFORME DE RESULTADOS		
Código muestra:		
Nombres y Apellidos:		
Fecha de ingreso:		
Edad:	Sexo:	
Examen	Resultado	Valor de referencia
Anticuerpos anti <i>Toxoplasma gondii</i>		
IgG		
IgM		
Método: inmunoensayo ELISA		
Validado y Revisado -----		
072-57 1379 Ext.102 Calle Manuel Montero tras el Hospital General Isidro Ayora Loja-Ecuador		

Anexo 13 Evidencias



Identificación y etiquetado



Toma de muestra de sangre



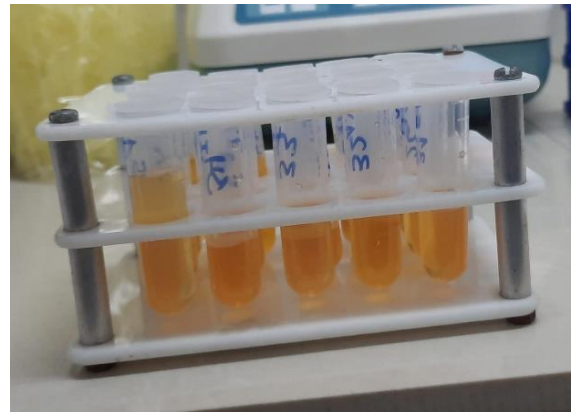
Transporte de muestras



Centrifugación de muestras



Separación y obtención de sueros



Almacenamiento de sueros



Preparación del material y temperación de muestras/reactivos de trabajo



Adición diluyente de muestras



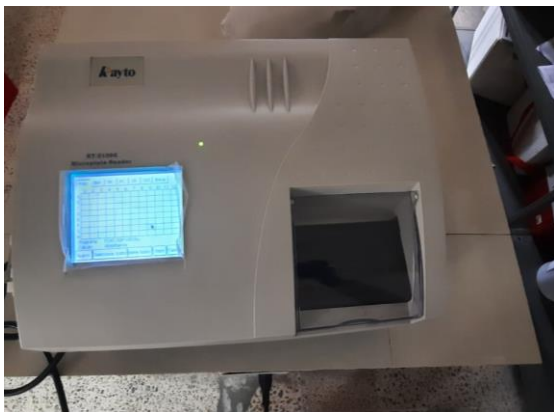
Adición muestras y controles



Proceso de lavados



Adición solución de parada



Lectura equipo ELISA



Validación sueros controles

Anexo 14 Certificación traducción

Loja, 13 de noviembre del 2022.

Leda. Jessenia Alexandra Erique Sánchez

CERTIFICA:

Haber realizado la traducción minuciosa del idioma español al idioma extranjero inglés, del resumen correspondiente al trabajo de integración curricular denominado **Anticuerpos anti Toxoplasma gondii en docentes y estudiantes de la carrera de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional de Loja**. Realizado por la autora Clarissa Daniela Castillo Armijos, previo a obtener el título de Licenciada en Laboratorio Clínico.

Todo lo anteriormente expuesto lo certifico en honor a la verdad y autorizo al interesado hacer uso de la presente para los fines pertinentes.

Atentamente,



Jessenia Alexandra Erique Sánchez

Licenciada en Ciencias de la Educación Mención Ingles

Anexo 15 Aprobación tema trabajo de integración curricular



UNL

Universidad
Nacional
de Loja

CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO

Facultad
de la Salud
Humana

Of. Nro. 2022-0479-CLC-FSH-UNL
Loja, 14 de junio de 2022

Señorita
Daniela Castillo Armijos,
**ESTUDIANTE DE LA CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO DE LA FACULTAD DE
LA SALUD HUMANA-UNL.**
Ciudad. –

De mi consideración:

Por medio del presente me permito comunicarle que, en Sesión de Consejo Consultivo de Carrera, celebrado el día miércoles 08 de junio de 2022, se procedió a revisar el anteproyecto de su autoría, en el que se indica que es procedente y está de acuerdo a las líneas de investigación de la Carrera de Laboratorio Clínica y de la Facultad de la Salud Humana, por lo que se procede a designar el asesor del proyecto el mismo que se dará a conocer oportunamente.

Particular que comunico para fines pertinentes.

Atentamente,



Firmado electrónicamente por:
SANDRA
ELIZABETH
FREIRE CUESTA

Dra. Esp. Sandra Freire Cuesta,
**DIRECTORA DE LA CARRERA DE
LABORATORIO CLÍNICO-FSH. UNL.**

Referencia: Correo electrónico
Anexo: Archivo Secretaría de la Carrera
Elaborado por: María del C. Salazar L.

Anexo 16 Pertinencia



UNL

Universidad
Nacional
de Loja

CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO

Facultad
de la Salud
Humana

Of. Nro. 2022-0520-CLC-FSH-UNL
Loja, 22 de junio de 2022

Bioquímico
Humberto Daniel Riascos Jaramillo
DOCENTE DE LA CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO DE LA FACULTAD DE LA SALUD HUMANA-UNL.
Ciudad. –

De mi consideración:

Por el presente y dando cumplimiento a lo dispuesto en el Artículo 228 del Reglamento de Régimen Académico de la Universidad Nacional de Loja y una vez que ha cumplido con todos los requisitos y considerando que el proyecto de tesis fue aprobado; me permito hacerle conocer que esta Dirección le ha designado Directora del trabajo de Integración curricular, titulado: **“ANTICUERPOS ANTI TOXOPLASMA GONDII EN DOCENTES Y ESTUDIANTES DE LA CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA”**”, de autoría de la señorita **CLARISSA DANIELA CASTILLO ARMIJOS**, estudiante de la Carrera de Laboratorio Clínico.

Aprovecho la oportunidad para expresar mis sentimientos de consideración y estima personal e institucional.

Atentamente,



Firma electrónica por:
SANDRA
ELIZABETH
FREIRE CUESTA

Dra. Esp. Sandra Freire Cuesta,
DIRECTORA DE LA CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO-FSH. UNL.

Referencia: Correo electrónico
Anexo: Sra. CLARISSA CASTILLO ARMIJOS y Archivo Secretaría de la Carrera
Elaborado por: María del C. Salazar L.