



**UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO
FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD
CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO**

INFORME DE INVESTIGACIÓN SOBRE:

“FACTORES DE RIESGO PRE-ANALÍTICOS Y SU RELACIÓN CON LA DETERMINACIÓN DE *PLASMODIUM SPP* EN LOS PACIENTES QUE ACUDEN AL LABORATORIO DEL CENTRO DE SALUD LORETO ÁREA N °3 DE LA PROVINCIA DE ORELLANA”

Requisito previo para optar por el Título de Licenciada en Laboratorio Clínico

Autora: Chávez Trávez, Erika Carolina.

Tutora: Lcda. Castillo Mejía, María Elena

Ambato - Ecuador

Febrero 2015

APROBACIÓN DEL TUTOR

En mi calidad de Tutora del Trabajo de Investigación sobre el tema “FACTORES DE RIESGO PRE-ANALÍTICOS Y SU RELACIÓN CON DETERMINACIÓN DE *PLASMODIUM SPP* EN LOS PACIENTES QUE ACUDEN AL LABORATORIO DEL CENTRO DE SALUD LORETO ÁREA N° 3 DE LA PROVINCIA DE ORELLANA” de, Chávez Trávez Erika Carolina estudiante de la Carrera de Laboratorio Clínico, considero que reúne los requisitos y méritos suficientes para ser sometido a la evaluación del jurado examinador designado por el H. Consejo Directivo de la Facultad.

Ambato, Noviembre del 2014

LA TUTORA

.....

Lcda. Castillo Mejía, María Elena

AUTORÍA DEL TRABAJO DE GRADO

Los criterios emitidos en el informe de investigación “FACTORES DE RIESGO PRE-ANALÍTICOS Y SU RELACIÓN CON LA DETERMINACIÓN DE *PLASMODIUM SPP* EN LOS PACIENTES QUE ACUDEN AL LABORATORIO DEL CENTRO DE SALUD LORETO ÁREA N° 3 DE LA PROVINCIA DE ORELLANA”, contenidos, ideas, análisis y conclusiones son de mi exclusiva responsabilidad, como autor del trabajo.

Ambato, Noviembre del 2014

LA AUTORA

.....

Chávez Trávez, Erika Carolina.

DERECHOS DE AUTOR

Autorizo a la Universidad Técnica de Ambato, para que haga de esta tesis o parte de ella un documento disponible para su lectura, consulta y procesos de investigación.

Cedo los derechos en línea patrimoniales de mi tesis con fines de difusión pública, además apruebo la reproducción de esta tesis, dentro de las regularidades de la universidad, siempre y cuando esta reproducción no suponga una ganancia económica y se realice respetando mis derechos de autora.

Ambato, Noviembre del 2014

LA AUTORA

.....

Chávez Trávez, Erika Carolina.

APROBACIÓN DEL JURADO EXAMINADOR

Los miembros del Tribunal Examinador aprueban el Informe de Investigación, sobre el tema “FACTORES DE RIESGO PRE-ANALÍTICOS Y SU RELACIÓN CON LA DETERMINACIÓN DE *PLASMODIUM SPP* EN LOS PACIENTES QUE ACUDEN AL LABORATORIO DEL CENTRO DE SALUD LORETO ÁREA N° 3 DE LA PROVINCIA DE ORELLANA” de Chávez Trávez Erika Carolina estudiante de la Carrera de Laboratorio Clínico.

Ambato, Febrero 2015

Para constancia firman

.....

PRESIDENTE/A

.....

1er VOCAL

.....

2do VOCAL

DEDICATORIA

Dedico el presente trabajo principalmente a Dios, por haberme dado la vida y permitirme el haber llegado hasta este momento tan importante de mi formación profesional. A mis padres que han sabido formarme con buenos hábitos y valores, lo cual me ha ayudado a salir adelante en los momentos más difíciles y por demostrarme siempre su apoyo incondicional. A mi hijo, que con tan solo una sonrisa suya logra borrar de mi mente problemas y me enseña a ser una mejor persona cada día. A mi abuelita que siempre me motivó para seguir adelante a pesar de las adversidades.

AGRADECIMIENTO

A Dios, por darme las fuerzas para salir adelante.

A la Universidad Técnica De Ambato en especial a la carrera de Laboratorio Clínico por brindarme la oportunidad de ser parte de ella y por los conocimientos adquiridos en tan prestigiosa Institución.

A mis catedráticos que me han transmitido su conocimiento con paciencia, dedicación y responsabilidad.

A mis padres que con su esfuerzo lograron que este sueño se haga realidad.

A mi hijo Alejandro que es mi gran orgullo y ejemplo.

ÍNDICE

DEDICATORIA	vi
AGRADECIMIENTO	vii
INTRODUCCIÓN	1
CAPÍTULO I.....	2
PROBLEMA DE LA INVESTIGACIÓN	2
1.1 TEMA DE INVESTIGACIÓN.....	2
1.2 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA:	2
1.2.1 CONTEXTUALIZACION	2
1.2.2 ANÁLISIS CRÍTICO:	5
1.2.3 PROGNOSIS:	6
1.2.4 FORMULACIÓN DEL PROBLEMA:	6
1.2.5 PREGUNTAS DIRECTRICES	6
1.2.6 DELIMITACIÓN DEL OBJETO DE INVESTIGACIÓN:	6
1.2 JUSTIFICACIÓN	7
1.3 OBJETIVOS	9
1.3.1 OBJETIVO GENERAL.....	9
1.3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	9
CAPÍTULO II	10
MARCO TEÓRICO.....	10
2.1 ANTECEDENTES INVESTIGATIVOS.....	10
2.2 FUNDAMENTACIÓN FILOSÓFICA:	12
2.3 FUNDAMENTACIÓN LEGAL.....	14
2.4 CATEGORIAS FUNDAMENTALES:.....	19
2.4.1 CONTROL DE CALIDAD EN EL LABORATORIO CLÍNICO	20
2.4.2 FASES DEL ANÁLISIS DE LABORATORIO	24

2.4.3 FACTORES DE RIESGO PRE-ANALITICOS.....	31
2.4.4 EPIDEMIOLOGÍA.....	39
2.4.5 Plasmodium spp.....	51
2.4.6 DETERMINACION DE <i>Plasmodium spp.</i>	56
PRUEBAS RÁPIDAS INMUNOCROMATOGRÁFICAS	64
DIAGNÓSTICO MOLECULAR	66
SERODIAGNÓSTICO	67
2.5 HIPÓTESIS.....	71
2.5 SEÑALAMIENTO DE LAS VARIABLES	71
2.5.1 VARIABLE INDEPENDIENTE: Factores De Riesgo Pre-Analíticos	71
2.5.2 VARIABLE DEPENDIENTE: Determinación de <i>Plasmodium Spp.</i> .	71
CAPÍTULO III.....	72
METODOLOGÍA	72
3.1 MODALIDAD BÁSICA DE LA INVESTIGACIÓN.....	72
3.2 NIVEL O TIPO DE INVESTIGACIÓN.....	73
3.3 POBLACIÓN Y MUESTRA:.....	73
3.4 OPERACIONALIZACIÓN DE VARIABLES:	75
3.4.1 VARIABLE DEPENDIENTE: Determinación de <i>Plasmodium spp.</i>	75
3.4.2 VARIABLE INDEPENDIENTE: Factores De Riesgo Pre-analíticos .	76
3.5 PLAN DE RECOLECCIÓN DE INFORMACIÓN	77
3.5.1 INFORMACIÓN DE LABORATORIO	77
3.5.2 PLAN DE PROCESAMIENTO DE LA INFORMACIÓN	82
CAPÍTULO IV.....	83
ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS.....	83
4.1 ANÁLISIS DE LA FICHA DE OBSERVACION	84
4.3 VERIFICACIÓN DE LA HIPÓTESIS	105

CAPÍTULO V	110
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	110
5.1 CONCLUSIONES	110
5.2 RECOMENDACIONES.....	111
CAPÍTULO VI.....	112
PROPUESTA.....	112
6.1 DATOS INFORMATIVOS	112
6.1.1 TÍTULO	112
6.1.2 INSTITUCIÓN EJECUTORA	112
6.1.3 BENEFICIARIOS	112
6.1.4 UBICACIÓN	112
6.1.5Tiempo.....	113
6.1.6 TIEMPO ESTIMADO PARA LA EJECUCIÓN	113
6.1.7 EQUIPO TÉCNICO RESPONSABLE	113
6.1.8 COSTO	113
6.2 ANTECEDENTES DE LA PROPUESTA	113
6.3 JUSTIFICACIÓN	114
6.4 OBJETIVOS	114
6.4.1 OBJETIVO GENERAL.....	114
6.4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	115
6.5 FACTIBILIDAD.....	115
6.6 FUNDAMENTACIÓN CIENTÍFICO TÉCNICA	115
6.7 MODELO OPERATIVO.....	116
6.8 ADMINISTRACIÓN DE LA PROPUESTA	116
6.9 PLAN DE MONITOREO Y EVALUACIÓN DE LA PROPUESTA	129
BIBIOGRAFÍA.....	131

LINKOGRAFÍA:	132
CITAS BIBLIOGRÁFICAS – BASES DE DATOS UTA.....	134
ANEXOS	135

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla No 1 Método de Cruces o semi-cuantitativo.....	69
Tabla No 2 Variable Dependiente.....	75
Tabla No 3 Variable Independiente.....	76
Tabla N° 4 Protección personal.....	84
Tabla N° 5 Pedido Médico.....	85
Tabla N° 6 Análisis de anamnesis al paciente.....	86
Tabla N° 7 Materiales Adecuados.....	87
Tabla N° 8 Paciente en estado febril.....	88
Tabla N° 9 Muestra de capilar.....	89
Tabla N° 10 Más de una placa por análisis.....	90
Tabla N° 11 Extendido Fino y gota gruesa.....	91
Tabla N° 12 Identificación clara de muestras.....	92
Tabla N° 13 Control de tiempo.....	93
Tabla N° 14 Buen estado de los colorantes.....	94
Tabla N° 15 Muestra Adecuada.....	95
Tabla N° 16 Pedido médico.....	96
Tabla N° 17 Anamnesis Adecuada.....	97
Tabla N° 18 Muestras con picos febriles.....	98
Tabla N° 19 Lugar de toma de muestra.....	99
Tabla N° 20 Material en óptimas condiciones.....	100
Tabla N° 21 Cantidad de placas utilizadas.....	101
Tabla N° 22 Control de tiempo.....	102
Tabla N° 23 Extendido Fino y Gota Gruesa.....	103
Tabla N° 24 Capacitación en identificación de plasmodium.....	104
Tabla N° 25 resultados de la ficha.....	106
Tabla N° 26 resultados de la Encuesta.....	107
Tabla. No 27 Frecuencias Observadas.....	107
Tabla. No28. Frecuencias Esperadas.....	107
Tabla N° 29 Obtención de X^2 Calculado.....	108

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico N° 1 Vector.....	46
Gráfico N° 2 Distribución Geográfica.....	48
Gráfico N° 3 Ciclo Esporogónico.....	52
Gráfico N° 4 Ciclo Esquizogónico.....	54
Gráfico N° 5 Protección personal.....	84
Gráfico N° 6 Pedido Médico.....	85
Gráfico N° 7 Análisis de anamnesis al paciente.....	86
Gráfico N° 8 Materiales Adecuados.....	87
Gráfico N° 9 Paciente en estado febril.....	88
Gráfico N° 10 Muestra de capilar.....	89
Gráfico N° 11 Más de una placa por análisis.....	90
Gráfico N° 12 Extendido Fino y gota gruesa.....	91
Gráfico N° 13 Identificación clara de muestras.....	92
Gráfico N° 14 Control de tiempo.....	93
Gráfico N° 15 Buen estado de los colorantes.....	94
Gráfico N° 16 Muestra Adecuada.....	95
Gráfico N° 17 Pedido Médico.....	96
Gráfico N° 18 Anamnesis Adecuada.....	97
Gráfico N° 19 Muestras con picos Febriles.....	98
Gráfico N° 20 Lugar de Toma de Muestra.....	99
Gráfico N° 21 Material en óptimas condiciones.....	100
Gráfico N° 22 Cantidad de placas utilizadas.....	101
Gráfico N° 23 Control de tiempo.....	102
Gráfico N° 24 Extendido fino y Gota Gruesa.....	103
Gráfico N° 25 Capacitación en identificación de <i>Plasmodium</i>	104
Gráfico No26. Campana de Gauss.....	109

UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO
FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD
CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO

“FACTORES DE RIESGO PRE-ANALÍTICOS Y SU RELACIÓN CON LA DETERMINACIÓN DE *PLASMODIUM SPP* EN LOS PACIENTES QUE ACUDEN AL LABORATORIO DEL CENTRO DE SALUD LORETO ÁREA N° 3 DE LA PROVINCIA DE ORELLANA.”

Autora: Chávez Trávez Erika Carolina.

Tutora: Lcda. Castillo Mejía María Elena

Fecha: Noviembre, 2014

RESUMEN

La investigación tuvo como finalidad investigar los factores de riesgo pre-analíticos y su relación con la determinación de *Plasmodium spp* en los pacientes que acuden al laboratorio del centro de salud Loreto área N° 3 de la provincia de Orellana la investigación se realizó con 100 observaciones de los procesos aplicados en los análisis de sangre, que luego de aplicar los criterios de inclusión y exclusión se redujo a 60 observaciones. El estudio se desarrolló bajo el nivel descriptivo ya que al correlacionar las variables permitió tener una mejor noción de lo que se está estudiando y al describir las características más relevantes y su importancia se pudo tener una idea más clara de la importancia de la fase pre analítica

El trabajo que se realizó es muy importante porque gracias a esta investigación se bridó una guía para evitar errores en la Fase preanalítica y su relación con la determinación de *Plasmodium spp*, al personal que labora en el Laboratorio Clínico del centro de salud Loreto área N° 3 de la provincia de Orellana.

PALABRAS CLAVES

FACTORES, RIESGO, PRE-ANALÍTICOS, MALARIA, *Plasmodium spp*

UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO
FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD
CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO

“THE FACTORS OF PRE-ANALYTICAL RISK AND ITS RELATION TO
THE DETERMINATION OF *PLASMODIUM SPP* IN PATIENTS WHO COME
TO THE HEALTH CENTER LABORATORY LORETO AREA N° 3 OF THE
PROVINCE OF ORELLANA”

Author: Erika Chávez Trávez Carolina.

Tutor: Atty. Castillo Mejía María Elena

Date: November 2014

SUMMARY

The research aimed to investigate the factors of pre-analytical risk and its relation to the determination of *Plasmodium spp* in patients who come to the health center laboratory Loreto area N° 3 of the province of Orellana research was conducted with 100 comments processes applied in the analysis of blood, after applying the inclusion and exclusion criteria was reduced to 60 observations. The study was conducted under the descriptive level as correlating variables allowed a better understanding of what is being studied and describe the most relevant features and their importance could have a clearer idea of the importance of pre-analytical phase

The work carried out is very important because thanks to this hybrid research a guide to avoid mistakes in the preanalytical phase of the blood and its relation to the determination of *Plasmodium spp*, staff working in the Clinical Laboratory Center Health Loreto area N° 3 of the province of Orellana .

KEYWORDS

RISK FACTORS, PRE-ANALYTICAL, MALARIA, *Plasmodium spp*

INTRODUCCIÓN

El presente estudio tiene como finalidad la realización de los exámenes de laboratorio en los pacientes que presentan la Enfermedad de Malaria en el centro de salud Loreto área # 3 de la provincia de Orellana, habiéndose convertido en un problema digno de investigar permitiendo establecer los métodos de diagnóstico más preciso y la incidencia que tiene la fase pre analítica , ya que esta enfermedad es conocida como “ El mal de los pobres” porque está relacionada con las precarias condiciones económicas, sociales y particularmente, las deterioradas condiciones del hábitat , para lo cual tendremos como resultados datos estadísticos de alta confiabilidad que serán utilizados en el Ministerio de Salud Publica en donde habrá un registro verídico, de esta manera mejorar el estado de salud de los pacientes con diagnósticos certeros y ofrecer un mejor control en los diferentes fases de los análisis con una reducción de reportes de resultados falsos positivos.

El estudio se realizó mediante una encuesta a 8 profesionales del centro de salud Loreto área N° 3. Este trabajo investigativo, está enfocado más en el área de laboratorio clínico ya que se trabajó realizando un control de calidad en la fase de toma muestra de sangre de los pacientes que corresponde a la Fase pre-analítica.

Por todo ello la investigación fue útil en la prevención y control del *Plasmodium spp*, así como en el cambio de estilo y calidad de vida de cada uno de las personas de centro de salud Loreto área N° 3 de la provincia de Orellana.

Se complementa la tesis con los apropiados respaldos bibliográficos, además de un glosario de términos para una mejor comprensión de la terminología utilizada. Para enriquecer la tesis y fortalecer los conocimientos, experiencias personales y la ayuda comunitaria que se prestó a la comunidad de Orellana.

CAPÍTULO I

PROBLEMA DE LA INVESTIGACIÓN

1.1 TEMA DE INVESTIGACIÓN

“Factores De Riesgo Pre-Analíticos y su relación con la determinación de *Plasmodium spp* en los pacientes que acuden al Laboratorio Del Centro De Salud Loreto Área N° 3 de la Provincia de Orellana”

1.2 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA:

1.2.1 CONTEXTUALIZACION

El parásito *Plasmodium vivax* aporta más del 50% de los casos de malaria en América del Sur. El medicamento estándar para el tratamiento de pacientes con malaria por *P. vivax* es cloroquina. En Colombia, Soto en el año 2001, informó un caso de falla terapéutica. El fenotipo sensible/resistente de *P. vivax* a los antimaláricos in vitro está escasamente documentado por la dificultad para cultivar el parásito.

El control de calidad en la determinación del *Plasmodium spp* en los diferentes países del mundo como África, Guyana Francesa, Brasil, Paraguay, Haití, Honduras, Costa Rica, El Congo, Colombia Ecuador, Perú que son los países más representativos en cuanto al paludismo se caracteriza por el predominio en la evaluación analítica más no en la fase pre-analítica. Este sistema funciona parcialmente en algunos de los países.

El diagnóstico oportuno y efectivo es determinante para hacer el tratamiento adecuado de la enfermedad y el control de la misma. La detección y la identificación por microscopía de

las especies de *Plasmodium* en muestras de sangre coloreadas con Giemsa y otros colorantes, ha sido tradicionalmente el método de referencia (Llanes & otros, 1998).

La implementación de políticas que garanticen acceso a un tratamiento adecuado se fundamenta necesariamente en la existencia de un sistema de atención que ofrezca con oportunidad acceso a un diagnóstico confiable. La calidad en la preparación y lectura de la gota gruesa en malaria requiere de la existencia de procedimientos y herramientas que permitan promover la calidad del diagnóstico.

En América hay transmisión de paludismo en nueve países de la región que comparten la selva amazónica, y en ocho países de América Central y el Caribe. Los desplazamientos de población asociados a la explotación de minas de oro y bosques han provocado epidemias aisladas. Las características de transmisión son muy variables entre regiones, incluso en un mismo país. Y el diagnóstico diferencial que se le da en los laboratorios es de vital ayuda para el médico tratante y es por eso que la Organización Panamericana De Salud ha ido planteando protocolos para la fase pre-analítica que se le da a una muestra para reducir el porcentaje de errores que se puedan dar en la fase analítica puesto que en diferentes investigaciones se ha dado a conocer que es de la fase pre-analítica la que depende un resultado confiable y seguro (Gastón, 2007).

En el Ecuador la determinación de *Plasmodium spp* se realiza en casi todos los laboratorios y estos tienen como principal propósito emitir el resultado exacto de la parasitemia, sirviendo como soporte principal para el control de la malaria. La malaria es una enfermedad causada por parásitos del género *Plasmodium*, siendo cuatro las especies que pueden parasitar al hombre: *Plasmodium falciparum*, *Plasmodium vivax*, *Plasmodium ovale* y *Plasmodium malariae*. Desde que se describiera por primera vez en 1880, el diagnóstico de esta enfermedad se ha realizado mediante la observación de las distintas formas del parásito en el examen microscópico de extensiones de sangre periférica teñidas con

diversos colorantes. Hoy día, 120 años después, esta técnica sigue siendo el método de referencia. Sin embargo, la laboriosidad que precisa el entrenamiento de un buen microscopista y la dificultad que entraña observar parasitemias bajas ha impulsado el desarrollo de nuevas técnicas más sencillas. Diagnosticar a tiempo una malaria puede ser vital para el enfermo, ya que la aparición de complicaciones está muy relacionada con la demora de la instauración del tratamiento. El objetivo de esta pequeña revisión es el proporcionar al microbiólogo una visión general de las ventajas e inconvenientes de las distintas técnicas disponibles para el diagnóstico de esta enfermedad (Llanes & otros, 1998).

Ante los indicios de una endemia en la Amazonia, el SNEM (Sistema Nacional de Erradicación de la Malaria) ampliaron la cobertura del estudio, lo que reveló una prevalencia general del 2%. La gran mayoría de positivos son oriundos de la Amazonia; el perfil epidemiológico por grupos de edad es compatible con un escenario de endemia establecida (incremento progresivo de seropositividad con la edad hasta llegar a 8% en el grupo de 50-60 años y >11.5% en el grupo de 60-70 años) y transmisión activa (2% de seropositividad en menores de 10 años). Con estos datos adicionales, este estudio arroja un total aproximado de 2.5% de muestras reactivas sobre más de 12000 analizadas (4% en la región Amazónica). (SNEM, 2007).

Actualmente el 76% de laboratorios del Ministerio de Salud efectúa lectura y examen de gota gruesa, existiendo la necesidad de mantener una estrecha coordinación entre dichos laboratorios a fin de asegurar el funcionamiento y la calidad diagnóstica (Sampedro, 2009).

1.2.2 ANÁLISIS CRÍTICO:

La malaria humana es una enfermedad parasitaria cuyos agentes causales son protozoarios del género *Plasmodium*, especies *ovale*, *vivax*, *malariae* y *falciparum*, la enfermedad se transmite por la picadura infectante de las hembras de los mosquitos del género *Anopheles*.

Debido a que la malaria o paludismo es una enfermedad endémica de la región amazónica del Ecuador, es importante su estudio y contribución al personal que trabaja en el laboratorio del Centro de Salud Área N° 3 Loreto a un mejor diagnóstico de la misma, será de vital ayuda tomar en cuenta los factores de riesgo pre-analíticos para la correcta determinación del *Plasmodium spp*. Ya que existe pruebas rápidas y oportunas para la determinación del parásito en sangre, pero la poca importancia que las personas de esta comunidad le dan a sus manifestaciones clínicas o síntomas que esta enfermedad suele pasar desapercibida, por la cual las personas no acuden a los centros de salud a tiempo, dejando que la enfermedad avance, siendo esto alarmante, su escasa importancia provoca que la enfermedad pase a su etapa crónica los mismos que pueden ocasionar problemas graves en su salud.

En el Ecuador la prevalencia es superior en las áreas rurales, pero en la provincia de Orellana la prevalencia de la infección es de un 5 % en las zonas rurales debido a los escasos de los servicios básicos y los malos hábitos de higiene. Por lo señalado, es importante que los servicios de salud evalúen el problema entre sus usuarios a fin de aplicar medidas correctivas y disminuir la incidencia.

Pero también es importante conocer cuáles son los factores de riesgo pre-analíticos y si tienen relación con la adecuada determinación de *Plasmodium spp* y de esta manera implementar una guía que sirva de ayuda al personal del laboratorio para realizar el proceso adecuadamente.

1.2.3 PROGNOSIS:

Si este problema no se investiga, y el MSP y todos los servicios de Salud que están involucrados en este campo no empiezan a tomar las medidas pertinentes para disminuir posibles errores en el manejo pre-analítico en cuanto a la determinación de *Plasmodium spp* se va a seguir incrementando el índice de resultados falsos negativos, diagnosticar a tiempo una malaria puede ser vital para el enfermo, ya que la aparición de complicaciones está muy relacionada con la demora de la instauración del tratamiento. El objetivo de esta investigación fue brindar al laboratorista una visión general de las ventajas e inconvenientes de las distintas técnicas disponibles para el diagnóstico de esta enfermedad y tomar la importancia de la Fase pre-analítica del diagnóstico.

1.2.4 FORMULACIÓN DEL PROBLEMA:

¿Qué factores de riesgo pre-analíticos tienen relación con la determinación de *Plasmodium spp* en los pacientes que acuden al laboratorio del Centro de Salud Loreto área # 3 de la provincia de Orellana?

1.2.5 PREGUNTAS DIRECTRICES

1. ¿Cómo se determina *Plasmodium spp*?
2. ¿Cuáles son los factores de riesgo pre-analíticos relacionados con la determinación de *Plasmodium spp*?
3. ¿Cuál es la incidencia *Plasmodium spp* en los pacientes que acuden al Centro de Salud Loreto área N° 3?
4. ¿Cómo se puede evitar los errores en la determinación de *Plasmodium spp*?

1.2.6 DELIMITACIÓN DEL OBJETO DE INVESTIGACIÓN:

Delimitación de contenido

- **Campo:** Laboratorio Clínico
- **Área:** Parasitología

Aspecto: Factores de riesgo pre-analíticos tienen relación con la determinación de *Plasmodium spp* en los pacientes que acuden al Laboratorio Del Centro De Salud Loreto Área N° 3 de la Provincia de Orellana

Objeto de estudio: Pacientes que acuden al Laboratorio Del Centro De Salud Loreto Área N° 3 de la Provincia de Orellana

Delimitación Espacial: Laboratorio Del Centro De Salud Loreto Área N° 3 de la Provincia de Orellana

Delimitación Temporal: Abril-Junio 2014

1.2 JUSTIFICACIÓN

En muchos laboratorios la fase analítica ha sido siempre la más controlada puesto que anteriormente se creía que es la fase en la cual se encuentran los mayores errores durante determinación del *Plasmodium spp* es por ello que esta investigación quiere enfocarse en la fase pre-analítica puesto que no se toma un control adecuado desde que el paciente ingresa a realizarse este tipo de análisis.

Mediante este estudio se pretende identificar las principales falencias que existen antes de la determinación del *Plasmodium spp* y así evitar resultados erróneos que podrían afectar la salud del paciente ya que es responsabilidad del laboratorio garantizar la calidad de la

información que proporciona sobre el estado de salud de una persona, y para ello debe controlar todos los procedimientos que se realicen.

El objetivo de la investigación es establecer una serie de recomendaciones que el personal que labora en el Centro de Salud Loreto área N° 3 tome en cuenta antes y durante de obtención de muestras y de esta manera ayudar a que sean de la mejor calidad posible, minimizando el efecto de las interferencias favoreciendo así a un mejor diagnóstico.

Además del control de vectores transmisores de la enfermedad, es necesario un buen manejo de los bancos de sangre en áreas endémicas ya que la infección por transfusión de sangre contaminada por *Plasmodium spp* también involucra a zonas no endémicas por la elevada migración de individuos infectados, es por eso que es importante tomar medidas de control y prevención de inmigrantes que provengan de zonas endémicas o de riesgo.

Este trabajo se justifica de la siguiente manera:

- La importancia en el mejoramiento de la salud en las personas que habitan en esta comunidad.
- Interés por resolver el problema.
- Ayudar a que de alguna forma las personas que habitan en esta comunidad tengan un mejor estilo de vida y den la importancia necesaria para la oportuna detección de esta enfermedad tomando así las medidas necesarias para mejorar las condiciones de vida.

1.3 OBJETIVOS

1.3.1 OBJETIVO GENERAL

Identificar los factores de riesgo pre-analíticos y su relación con la determinación de *Plasmodium spp* en los pacientes que acuden al laboratorio del Centro de Salud Loreto área N° 3 de la provincia de Orellana.

1.3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Realizar la determinación de *Plasmodium spp*
2. Establecer los factores de riesgo pre-analíticos relacionados con la determinación de *Plasmodium spp*.
3. Determinar la incidencia *Plasmodium spp* en los pacientes que acuden al Centro de Salud Loreto área N° 3.
4. Elaborar una guía de procedimientos para la determinación de *Plasmodium spp*.

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2.1 ANTECEDENTES INVESTIGATIVOS

A continuación se expondrán los resultados de investigaciones precedentes:

El autor Pinto, D. 2009. En su tratado Historia.

Explica el descubrimiento del parasito y su morfología y sus signos clínicos para el ser humano, que gracias al descubrimiento de este parasito en humanos se realizaron estudios para el diagnóstico y tratamiento para combatir la enfermedad. Las etapas de la enfermedad causada por *Plasmodium spp* que son: agudo, crónico asintomático (portador sano), y crónico. La mayoría de los casos agudos se manifiestan en niños, siendo un 75 % benigno, un 19 % medianamente graves y el 6 % graves. Las formas benignas tienen escasos síntomas, y puede establecerse una relación directa entre al número de síntomas y la gravedad, es en general una parasitosis crónica, que lleva a la muerte a largo plazo, pero que a veces puede ser fulminante, por tal razón constituye desde el punto de vista clínico, una enfermedad caracterizada por pasar desapercibida hasta mucho tiempo después de la infección; un alto porcentaje de los infectados son portadores sanos.

Olga Ospina en el año 2012 manifestó que:

La cobertura del diagnóstico de malaria se ha incrementado, pasando de 53 % de los municipios, en 2006, a 80 %, en 2010. El número de sitios que hacen el diagnóstico aumentó en 31 %, con un incremento en el número de microscopistas (56 %) y de laboratorios (30 %), para un total de 1.195 y 1.780, respectivamente, registrados en 2010. En el periodo de estudio, se mantuvo el porcentaje de laboratorios de salud pública (67 %)

que llevan a cabo, al menos, tres de las actividades del sistema de gestión de la calidad a la Red de Diagnóstico de Malaria a nivel local. Es necesario continuar con el fortalecimiento de la Red de Diagnóstico de Malaria, para brindar diagnóstico oportuno y con calidad con el fin de reducir la morbimortalidad por esta causa.

Sosa, F. 2009. Autor del libro: El mal de los pobres.

Menciona que el estilo de vida incide en esta enfermedad, pues se presenta más en zonas rurales por las precarias condiciones económicas ya que el deterioro de sus viviendas proporciona la proliferación del insecto. El diagnóstico etiológico de la enfermedad de Malaria se basa en la evaluación clínica, epidemiología y pruebas de laboratorio. Para el diagnóstico de laboratorio, los exámenes adecuados dependen de la etapa clínica del paciente. En la etapa aguda los estudios se centran en la búsqueda y reconocimiento del *Plasmodium spp* en sangre (metodología: parasitológica directa), porque en las etapas iniciales de la enfermedad se encuentran parasitemias importantes y a medida que transcurre la infección van disminuyendo hasta hacerse mínimas y aleatorias. En las etapas crónicas (inaparente o indeterminada y sintomática) las parasitemias son transitorias y por ello el diagnóstico se realiza fundamentalmente mediante el hallazgo de anticuerpos circulantes contra el *Plasmodium spp*.

La Dra. Dora Emma Ginorio Gavito, en el año 2004, en la revista Cubana de Medicina Tropical:

Menciona que las condiciones de trabajo en los laboratorios que fueron objeto de análisis sobre el proceso pre-analítico de las muestras, se pudieron comprobar algunas deficiencias en los cinco aspectos que se evaluaron, lo cual después de clasificarlas, permite afirmar que la situación más difícil se confrontaba en la ventilación, elemento este de vital importancia para una actividad que requiere de la máxima concentración por parte del personal que lo ejecuta. En general, la mayoría de los laboratorios estaban en la categoría de regular, lo cual debe analizarse, pues solo con la preparación científica no se lograría la máxima calidad a la cual se aspira; teniendo en cuenta que el paludismo continúa siendo

una amenaza constante para Cuba, razón que obliga a ser exigentes en cada laboratorio y a mantener una estricta vigilancia epidemiológica.

Viviana Cerón Rodríguez, 2008 Encontró una tendencia creciente de la morbilidad por malaria, acentuada en la década de los noventa, pero con una disminución significativa en la mortalidad. Adema dice que los hallazgos sugieren que el modelo de control de malaria cuenta con algunos logros importantes. No ha logrado hacer frente de manera integral y eficaz a la enfermedad en su contexto social y político. De otra parte, la participación social y comunitaria no ha alcanzado sus potencialidades. El modelo de control de la malaria se encuentra fragmentado e inmerso en los procesos, tensiones y situaciones que genera el conflicto armado en algunas de las regiones agrarias.

Astrid Elena Montoya, en el año 2008. En su investigación recalca que la gota gruesa es una metodología sencilla de realizar, económica, rápida, que permite mejor control de la calidad en el procesamiento de la muestra puesto que está orientado simplemente al buen habito que el personal de laboratorio tiene de cumplir con los protocolos predispuestos ante la determinación de la Malaria es decir la identificación de la especie del parásito. Bajo condiciones óptimas, la sensibilidad de la gota gruesa es de 10 a 30 parásitos por microlitro de sangre, lo que, aproximadamente, equivale a 0,001% de glóbulos rojos infectados. Por otra parte, requiere de insumos, equipos y personal capacitado, particularmente cuando las parasitemias son bajas o existe una infección mixta, además del control periódico de la calidad de los procesos y de la experiencia de los Laboratoristas Clínicos.

2.2 FUNDAMENTACIÓN FILOSÓFICA:

Esta investigación se realizó en los pacientes que acudieron al laboratorio del centro de salud Loreto área # 3 de la provincia de Orellana en el área de parasitología que involucra a profesionales de Laboratorio, médicos y personas de dicha comunidad.

De acuerdo a la posición filosófica el estudio se fundamenta en un enfoque crítico propositivo.

Crítico, porque la investigación ayudó al desarrollo de conocimientos adquiridos en la vida estudiantil para servir a los pacientes del Centro de Salud Loreto área # 3 que padecen Parasitosis por *Plasmodium spp*; para así tratar de mejorar su calidad de vida realizando de una manera correcta los exámenes de Laboratorio Clínico ya que cuestiona la realidad del problema en las personas que presentan dicha patología y los riesgos que conlleva el no tratarla a tiempo.

Propositivo, porque el propósito de esta investigación no solo fue diagnosticar el origen del problema, si no lo más importante es contribuir con alternativas de solución, pues mediante este estudio se pudo identificar los factores de riesgo pre-analíticos a los que se encuentra expuesta la determinación de *Plasmodium spp*, además incentivó al buen hábito de prevención ante estos posibles errores al personal que labora en el Centro de Salud Loreto área # 3 y de esta manera tener un control de calidad interno para emitir un resultado confiable.

Axiológico, Porque en el presente trabajo investigativo resaltó los valores que un profesional de salud debe tener al momento de relacionarse con el paciente; teniendo en cuenta el respeto, responsabilidad, honestidad, sinceridad, confianza, lealtad, liderazgo y sobre todo ética, mismos que servirán de apoyo en la vida profesional para alcanzar las metas propuestas y llegar al éxito deseado.

2.3 FUNDAMENTACIÓN LEGAL

De acuerdo al Folleto de la Constitución de la República del Ecuador (2008). (11)

TÍTULO II

DERECHOS

Capítulo segundo

Sección séptima

Salud

CAPÍTULO II:

De la autoridad sanitaria nacional, sus competencias y Responsabilidades

Art. 4.- La autoridad sanitaria nacional es el Ministerio de Salud Pública, entidad a la que corresponde el ejercicio de las funciones de rectoría en salud; así como la responsabilidad de la aplicación, control y vigilancia del cumplimiento de esta Ley; y, las normas que dicte para su plena vigencia serán obligatorias.

Art. 6.- Es responsabilidad del Ministerio de Salud Pública:

3. Diseñar e implementar programas de atención integral y de calidad a las personas durante todas las etapas de la vida y de acuerdo con sus condiciones particulares;
4. Declarar la obligatoriedad de las inmunizaciones contra determinadas enfermedades, en los términos y condiciones que la realidad epidemiológica nacional y local requiera; definir las normas y el esquema básico nacional de inmunizaciones; y, proveer sin costo a la población los elementos necesarios para cumplirlo;
5. Regular y vigilar la aplicación de las normas técnicas para la detección, prevención, atención integral y rehabilitación, de enfermedades transmisibles, no transmisibles, crónico-degenerativas, discapacidades y problemas de salud pública declarados prioritarios, y

determinar las enfermedades transmisibles de notificación obligatoria, garantizando la confidencialidad de la información;

7. Establecer programas de prevención y atención integral en salud contra la violencia en todas sus formas, con énfasis en los grupos vulnerables;

11. Determinar zonas de alerta sanitaria, identificar grupos poblacionales en grave riesgo y solicitar la declaratoria del estado de emergencia sanitaria, como consecuencia de epidemias, desastres u otros que pongan en grave riesgo la salud colectiva;

13. Regular, vigilar y tomar las medidas destinadas a proteger la salud humana ante los riesgos y daños que pueden provocar las condiciones del ambiente;

14. Regular, vigilar y controlar la aplicación de las normas de bioseguridad, en coordinación con otros organismos competentes;

15. Regular, planificar, ejecutar, vigilar e informar a la población sobre actividades de salud concernientes a la calidad del agua, aire y suelo; y, promocionar espacios y ambientes saludables, en coordinación con los organismos seccionales y otros competentes;

17. Regular y vigilar las acciones destinadas a eliminar y controlar la proliferación de fauna nociva para la salud humana.

Art. 32.-La salud es un derecho que garantiza el Estado, cuya realización se vincula al ejercicio de otros derechos, entre ellos el derecho al agua, la alimentación, la educación, la cultura física, el trabajo, la seguridad social, los ambientes sanos y otros que sustentan el buen vivir.

El Estado garantizará este derecho mediante políticas económicas, sociales, culturales, educativas y ambientales; y el acceso permanente, oportuno y sin exclusión a programas, acciones y servicios de promoción y atención integral de salud, salud sexual y salud reproductiva. La prestación de los servicios de salud se regirá por los principios de equidad, universalidad, solidaridad, interculturalidad, calidad, eficiencia, eficacia, precaución y bioética, con enfoque de género y generacional.

Capítulo tercero

Derechos de las personas y grupos de atención prioritaria

Sección séptima

Personas con enfermedades catastróficas

Art. 50.- El Estado garantizará a toda persona que sufra de enfermedades catastróficas o de alta complejidad el derecho a la atención especializada y gratuita en todos los niveles, de manera oportuna y preferente.

TÍTULO II:

Prevención y control de enfermedades

CAPÍTULO II:

De las enfermedades transmisibles

Art. 61.- Las instituciones públicas y privadas, los profesionales de salud y la población en general, reportarán en forma oportuna la existencia de casos sospechosos, probables, compatibles y confirmados de enfermedades declaradas por la autoridad sanitaria nacional como de notificación obligatoria y aquellas de reporte internacional. Las instituciones y profesionales de salud, garantizarán la confidencialidad de la información entregada y recibida.

Art. 62.- La autoridad sanitaria nacional elaborará las normas, protocolos y procedimientos que deben ser obligatoriamente cumplidos y utilizados para la vigilancia epidemiológica y el control de las enfermedades transmisibles, emergentes y reemergentes de notificación obligatoria, incluyendo las de transmisión sexual.

Garantizará en sus servicios de salud, atención, acceso y disponibilidad de medicamentos, con énfasis en genéricos, exámenes de detección y seguimiento, para las enfermedades

señaladas en el inciso precedente, lo cual también debe garantizar el sistema nacional de seguridad social.

Art. 63.- La autoridad sanitaria nacional en coordinación con otros organismos competentes ejecutará campañas de información y educación dirigidas al personal de salud y a la población en general, para erradicar actitudes discriminatorias contra las personas afectadas por enfermedades transmisibles.

Art. 64.- En casos de sospecha o diagnóstico de la existencia de enfermedades transmisibles, el personal de salud está obligado a tomar las medidas de bioseguridad y otras necesarias para evitar la transmisión y propagación de conformidad con las disposiciones establecidas por la autoridad sanitaria nacional.

Art. 65.- Los gobiernos seccionales deben cumplir con las disposiciones emanadas por la autoridad sanitaria nacional para evitar la proliferación de vectores, la propagación de enfermedades transmisibles y asegurar el control de las mismas.

Art. 66.- Las personas naturales y jurídicas, nacionales y extranjeras, que se encuentren en territorio ecuatoriano deben cumplir las disposiciones reglamentarias que el gobierno dicte y las medidas que la autoridad sanitaria nacional disponga de conformidad con el Reglamento Sanitario Internacional, los convenios internacionales suscritos y ratificados por el país, a fin de prevenir y evitar la propagación internacional de enfermedades transmisibles.

CAPÍTULO VI:

Del control de la fauna nociva y las zoonosis

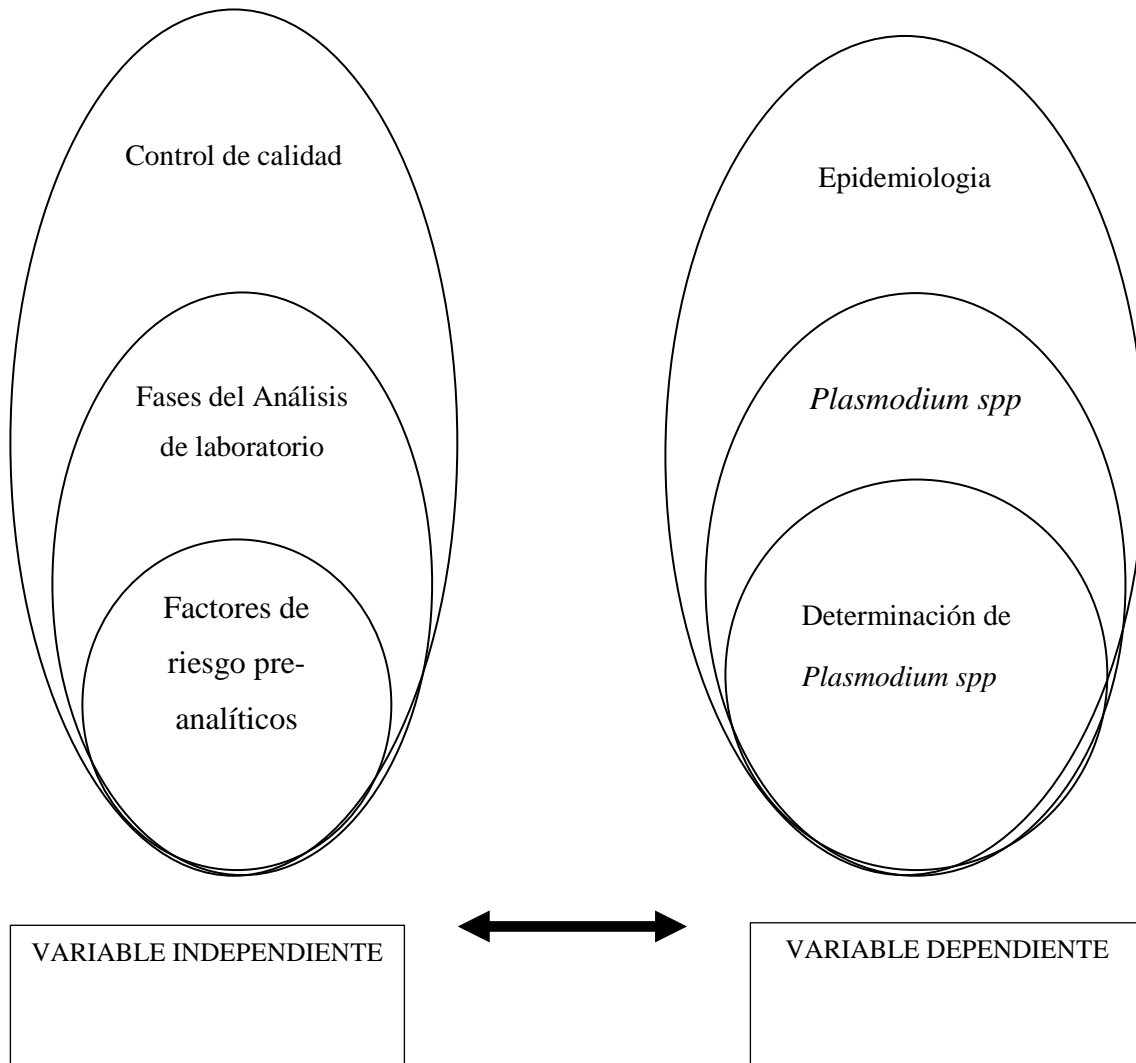
Art. 122.- La autoridad sanitaria nacional organizará campañas para erradicar la proliferación de vectores y otros animales que representen riesgo para la salud individual y colectiva.

Las personas naturales y jurídicas colaborarán con estas campañas.

Art. 123.- Es obligación de los propietarios de animales domésticos vacunarlos contra la rabia y otras enfermedades que la autoridad sanitaria nacional declare susceptibles de causar epidemias, así como mantenerlos en condiciones que no constituyan riesgo para la salud humana y la higiene del entorno.

El control y manejo de los animales callejeros es responsabilidad de los municipios, en coordinación con las autoridades de salud.

2.4 CATEGORIAS FUNDAMENTALES:



2.4.1 CONTROL DE CALIDAD EN EL LABORATORIO CLÍNICO

El control de calidad en el Laboratorio Clínico es un mecanismo diseñado para detectar, reducir, y corregir posibles deficiencias analíticas, antes de emitir un resultado. Por parte del Laboratorio se debe proporcionar al Licenciado en Laboratorio la adecuada información, instrucción y entrenamiento sobre los riesgos biológicos que afecten a su puesto de trabajo o función, y de las medidas de protección o prevención aplicables a dichos riesgos.

Tiene por finalidad aumentar la calidad y confiabilidad de los resultados informados en los reportes del laboratorio. Es básicamente una medida de precisión, o de que tan bien un sistema de medición reproduce un mismo resultado a lo largo del tiempo bajo condiciones operativas diferentes como: la exactitud y precisión (Botero, 2003).

Exactitud: es el acercamiento de un resultado o de la media de un grupo de resultados al valor verdadero o a un valor aceptado como tal.

Precisión: es el grado de concordancia entre medidas repetidas de una misma muestra, es decir, está relacionada con la dispersión que tiene varias determinaciones de una misma muestra.

El valor numérico que define la precisión es la Desviación Estándar (Hunt, 2014).

EL CONTROL DE CALIDAD EN LA DETERMINACIÓN DE *Plasmodium spp*

La gota gruesa permite analizar una mayor cantidad de sangre, facilitando la detección de parasitemias bajas y un ahorro de tiempo en el examen, aunque al romperse los eritrocitos resulta difícil la identificación de especie. La Gota Gruesa es un procedimiento que está basado, desde el punto de vista operacional, en la revisión de láminas, para comparar los resultados y evaluar la aplicación de la técnica. Esto implica comprobar la calidad de la técnica y constituye una medida eficaz para mantener el nivel de rendimiento de los Laboratorios de Diagnóstico de Malaria en todo el mundo, así como para mejorarlo en caso de que sea necesario, el examen microscópico de muestras de sangre teñidas sigue siendo el método de elección, las técnicas de fluorescencia o de detección antigénica comercializadas pueden resultar de utilidad cuando el Laboratorista no tenga experiencia suficiente y la PCR es una técnica muy sensible pero que no está disponible en todos los laboratorios.

La calidad de la prueba de laboratorio depende directamente de su exactitud y precisión, pero la calidad no depende sólo de la perfección técnica sino también de la rapidez, costos, utilidad y pertinencia clínica (Hunt, 2014).

TIPOS DE CONTROL DE CALIDAD

Control de calidad interno

El control de calidad interno es un conjunto de acciones correctivas que se aplican durante la ejecución de cada proceso para asegurar que los resultados puedan ser entregados, esto lleva a lograr una adecuada confiabilidad de los resultados.

Es un proceso sistemático y continuo, con las siguientes características:

- Calidad de los equipos, instrumentos y reactivos
- Desempeño del personal
- Medidas correctivas

La calidad de los equipos, instrumentos y reactivos es indispensable dentro del análisis del control de calidad interno para lograr que exista un buen procesamiento y análisis de la muestra de sangre para la determinación de *Plasmodium* y así poder tener unos resultados confiables, el microscopio es el principal equipo de laboratorio que es utilizado para el análisis, este tiene que estar en óptimas condiciones para una correcta visualización del parásito, los reactivos que se utilizan no deben estar caducados, el personal debe tener en cuenta cada detalle en la coloración.

El desempeño del personal involucra conocimientos, habilidades y destrezas que posee el laboratorista clínico y la forma en que pone en práctica su conocimiento, es decir cómo se desempeña en su ambiente de trabajo.

Los resultados de la evaluación de la competencia profesional de cada individuo y de todos los individuos que pertenecen a un puesto de diagnóstico son utilizados para planificar

Las medidas correctivas sirven para corregir un problema real detectado y evitar su repetición, es decir, viene condicionada por la detección de una No Conformidad real previa que ha ocurrido dentro de un laboratorio, y para corregir dichos errores se debe dar capacitación, dotación de insumos y equipo. El Programa de Capacitación incluye la capacitación a personal nuevo y actualización de conocimientos al personal existente

(Guhl y Nicholls, 2008).

Control De Calidad Externo

El control de calidad externo es un complemento imprescindible del control de calidad interno el cual se lleva a cabo a partir de un programa de evaluación externa de calidad, organizado por una agencia externa al laboratorio y en el cual se pretende que participe el mayor número de laboratorios clínicos de la red nacional. Dentro del control de calidad externo se realiza una evaluación indirecta, auditoría y supervisión.

La evaluación indirecta esta es retrospectiva y se realiza a nivel del laboratorio de referencia. Es decir el control indirecto se realizará por el laboratorio del nivel inmediatamente superior.

La auditoría es un examen sistemático e independiente para comprobar si las normas y procedimientos en vigor se están aplicando según los requisitos pre-establecidos en todas las etapas de las cuales depende la confiabilidad de los resultados.

La supervisión es un proceso en el cual se realizan entrevistas al personal encargado de procesar muestras de pacientes sospechosos de Malaria para conocer las condiciones de trabajo, procedimientos técnicos administrativos, control de calidad, así como los problemas que se presentan en los puestos de diagnóstico y laboratorios, para recomendar soluciones apropiadas de acuerdo a los recursos locales (Guhl y Nicholls, 2008).

2.4.2 FASES DEL ANÁLISIS DE LABORATORIO

El diagnóstico adecuado de un proceso infeccioso es la determinación de un agente patógeno o de sus productos en tejidos o fluidos del huésped. Esta detección no siempre es posible debido a la baja presencia del agente infeccioso o a la falta de sensibilidad en los métodos utilizados.

Las relaciones entre el parásito y el huésped pueden dar lugar a los diferentes grados de parasitismo, con o sin alteración del huésped, que pueden manifestarse en caso positivo por la aparición de síntomas y signos clínicos.

Los análisis de laboratorio son de una importancia enorme en el campo de la salud. Cuando el médico necesita hacer un diagnóstico de cierta enfermedad o patología o evaluar si la terapia medicamentosa está haciendo el efecto esperado necesita saber los cambios en el metabolismo de su paciente.

Para todas estas observaciones es necesaria la realización de estudios de laboratorio. Las muestras sobre las que se efectúan dichos estudios son las muestras biológicas entre las cuales podemos citar a la sangre, orina, etc. Cada una se evalúa con técnicas distintas y por supuesto se necesita de personal altamente adiestrado

Para el adecuado tratamiento de cualquier padecimiento o enfermedad es imprescindible contar con un diagnóstico clínico acertado. Actualmente, los profesionales de la salud cuentan con un arsenal inimaginable de estudios auxiliares para el diagnóstico de

enfermedades. Las pruebas de laboratorio, proporcionan información objetiva y medible sobre el funcionamiento del organismo (Hunt, 2014).

FASE PRE-ANALÍTICA

Esta etapa abarca desde el momento de la emisión del pedido o solicitud de los análisis, la petición de la muestra o que el técnico del laboratorio la recoja para iniciar el análisis.

El proceso administrativo

Inicia desde el momento en que el médico decide que es necesario realizar un examen, se desarrolla un proceso administrativo que aún no es analítico, pero que debe llevarse a cabo con rigor para evitar que se produzcan errores administrativos. Estos errores son más difíciles de identificar que los analíticos, ya que quedan fuera de los métodos clásicos de vigilancia de la calidad en el laboratorio y son:

Emisión de la solicitud de análisis de Laboratorio

El primer paso del procedimiento es la redacción de la petición de la muestra, un procedimiento meramente administrativo. Cuando se trata de análisis clínicos, la petición la redactan y la firman el doctor (a). En la petición analítica aparecerán como mínimo los datos siguientes:

- Identificación del paciente: Nombre y apellidos, edad, sexo, identificación de la entidad que pagara la factura, en el caso de laboratorios privados.

- Identificación del solicitante: Si es un facultivo, nombre y apellidos, número de colegiado, servicio o centro solicitante. Si es un particular, una empresa o un ayuntamiento, su identificación completa.
- Pruebas solicitadas: Elegidas en función de lo que se necesita averiguar. En el documento debe quedar claro que se busca en la muestra. Si se añade el motivo, facilitara la interpretación de los resultados por parte del analista.

Preparación del paciente

En el caso de los análisis clínicos siempre hay que preparar al paciente antes de tomar una muestra, en función del tipo de muestra y del análisis que se necesite. En el momento de tomarle la muestra, el paciente se colocara en la posición más adecuada y cómoda, de manera que facilite la extracción (Sampedro, 2009).

FASE ANALÍTICA

Esta Fase es clave de la Planificación Estratégica porque nos va a permitir conocer cuáles son los principales problemas con los que nos enfrentamos, y a partir de los cuales deberemos buscar las soluciones específicas. Requiere de un análisis realista, en el que se basaran luego las estrategias con las que se intentara revertir la situación apuntando al logro de los objetivos propuestos.

En el análisis de las fortalezas y debilidades se deberán tener en cuenta los recursos humanos, tecnológicos, financieros, físicos y organizacionales.

Fue necesario analizar cada uno por separado para determinar en cuales nos vamos a apoyar. La detección de las debilidades servirá para elaborar las estrategias de planificación. Se requerirá creatividad a la hora de evaluar los recursos u no agotar las

posibilidades en un mismo, en el contexto más cercano. Este es uno de los desafíos de la planificación.

ETAPA POSTANALÍTICA

En esta etapa se consideran los registros o reportes de resultados y el informe entregado al paciente, se verifica.

Se verifica que las metodologías informadas y sus valores de referencia se correspondan con la metodología utilizada (Sampedro, 2009).

Procesos analíticos

Fase Pre- Analítica: La fase pre analítica es la secuencia de acontecimientos que tienen lugar antes de que la muestra convenientemente preparada sea sometida al proceso de análisis propiamente dicho. Actualmente se considera la fase más crítica del proceso ya que en ella es donde se produce un mayor número de errores y donde se puede perder más tiempo.

Fase Analítica: El Laboratorista Clínico debe tener una formación permanente y actualizada y poner su máxima capacidad, para saber elegir y manejar los métodos analíticos adecuados, si quiere obtener datos analíticos de la calidad exigible por el paciente y médico.

Post- Analítica: Esta fase implica la validación del informe analítico completo donde se deben hacer observaciones o llamados de atención en cuanto a la validez de las pruebas,

interferencias, sugerencias en cuanto a la realización de otras pruebas complementarias o por otra metodología.

En esta se encuentra:

- Deben verificarse y validarse los resultados.
- Debe existir un protocolo de almacenamiento de muestras.
- Debe existir una adecuada gestión de residuos biológicos.
- Deben definirse aspectos relativos al informe.
- Debe comprobarse recepción de informes y tiempo de entrega de resultados.
- Control del tiempo de entrega de resultados pactado. Notificar los retrasos si puede ser grave.
- Debe indicarse si la muestra era inapropiada o puede influir en el resultado.

Para que exista un correcto análisis de laboratorio este debe contar principalmente con equipos en óptimas condiciones, con reactivos y material de buena calidad para la determinación de *Plasmodium spp*, entre estos tenemos:

Tipos de errores experimentales:

Errores Sistemáticos: son de causa ajena a lo que es el propio método en sí. Afectan tanto a la exactitud como a la precisión. Estos errores no deben existir, siempre que se dé uno hay que buscar las causas y evitarlo.

Errores Aleatorios: rigen la precisión del método y dependen del propio método. No se pueden evitar (Guhl y Nicholls, 2008).

Criterios de Evaluación de la Calidad Técnica de La Lámina.

La reproducibilidad diagnóstica se determinará revisando y confrontando el diagnóstico emitido por el puesto de diagnóstico microscópico a ser evaluado.

Se considera error diagnóstico la lámina que siendo positiva o negativa en el nivel evaluado, resulte negativa o positiva en el nivel evaluador. Un error de especie no presenta concordancia con el diagnóstico positivo de especie reportado por el puesto de diagnóstico microscópico que está siendo evaluado.

La observación microscópica de la revisión estará en relación directa con la calidad y coloración de la muestra (Henry 2008).

Calidad óptima de la toma de muestra:

De la gota gruesa

- Ubicación: 1 a 1,5 cm. del tercio externo de la lámina
- Tamaño: 1,5 cm. de diámetro aproximadamente
- Cantidad de sangre: 15 a 20 mm³
- Calidad: 10 a 20 leucocitos por campo

Del extendido

- Tamaño: 3 cm. de largo y 2 cm. de ancho
- Ubicación: Del centro al borde externo de la lámina
- Cantidad de sangre: 5 mm³
- Extendido: Fino, con cabeza, cuerpo y cola
- Identificación: Legible (fecha y número).

Estándares de calidad

Para tener en cuenta el nivel de concordancia aceptable que debe obtener el laboratorio evaluado, se debe considerar los siguientes estándares de calidad:

- Concordancia de presencia o ausencia de parásito: 95% - 100%
- Concordancia de Especie: 95% - 100%
- Concordancia de parasitemia: 80% – 100%
- Concordancia del estadio: 80% – 100%

Criterios de evaluación

Concordancia en resultado:

Se refiere a la evaluación del resultado emitido en cuanto al reconocimiento de láminas con *Plasmodium* y de las negativas.

Concordancia en especie:

Se refiere a la evaluación del resultado emitido en cuanto al reconocimiento de cada especie que se encuentra presente en las láminas positivas que conforman el panel. En el caso de las láminas mixtas, deberá reconocerse las especies que lo conforman, si el laboratorio evaluado reconoce solo una de las especies, se considerará la mitad del puntaje que corresponde a la lámina correctamente evaluada.

Concordancia en estadio:

Se refiere a la evaluación del resultado emitido en cuanto al reconocimiento del estadio sexual y asexual del *Plasmodium* presente en las láminas positivas.

Concordancia en parasitemia:

Se refiere a la evaluación del resultado emitido en cuanto al reconocimiento de la cantidad exacta de los parásitos en la lámina positiva, expresada en parásitos por microlitro, considerando que no debe haber diferencias en más del 50% entre una lectura y otra, de acuerdo a lo establecido en la guía práctica para estudios in vivo de la eficacia a las drogas antimalaricas en las Américas (Hunt, 2014).

Calidad del diagnóstico

La reproducibilidad diagnóstica se determinará revisando y confrontando el diagnóstico emitido por el laboratorio a ser evaluado.

Se considera error diagnóstico la lámina que siendo positiva o negativa en el nivel evaluado, resulte negativa o positiva en el nivel evaluador.

Evaluación

El porcentaje máximo tolerable de discordancia es de 2%; cuando sea mayor, deberá realizarse una supervisión directa para detectar las causas de la discordancia y corregirlo, dando sugerencias y pautas para ello.

2.4.3 FACTORES DE RIESGO PRE-ANALÍTICOS

La fase pre-analítica es la secuencia de acontecimientos que tienen lugar antes de que la muestra convenientemente preparada sea sometida al proceso de análisis propiamente dicho. Actualmente se considera la fase más crítica del proceso ya que en ella es donde se produce un mayor número de errores y donde se puede perder más tiempo.

Son diversos los factores que pueden influir en la calidad de la muestra y que han de conocerse para interpretar correctamente el resultado final. Estos factores deben ser

conocidos por todos los profesionales que intervienen en el proceso, tanto por los médicos (de forma que puedan interpretar correctamente el informe analítico), así como por el personal de extracciones, que será consciente de la trascendencia que puede tener una incorrecta obtención del espécimen. Igualmente, es importante que en el laboratorio se disponga de los datos completos del paciente, edad, sexo, condiciones de extracción etc., ya que en base a estos datos se validarán o rechazaran los resultados (Henry 2008).

Dentro de la fase pre analítica se menciona:

1. Solicitud de análisis por parte del Clínico o Médico.

- La petición es el comienzo del proceso del laboratorio y es la acción mediante la cual se provee al laboratorio de la información necesaria para llevar a cabo su trabajo. De su calidad va a depender en gran medida el resto del proceso. Para esto es necesario que en la solicitud se encuentren correctamente cumplimentados varios tipos de datos:
 - Identificación de la petición: a ésta se le asigna un código de identificación
 - Tipo de petición: ordinaria o urgente. Normalmente el tipo de petición condiciona una logística diferente.
 - Datos de filiación del paciente: son los que identifican inequívocamente al paciente y lo relacionan con otros datos. Ejemplo: nombre, apellidos, número historia, etc.
 - Datos clínicos y demográficos: son necesarios para la correcta interpretación de los resultados, para llevar a cabo estudios complementarios, revisar los resultados y realizar recomendaciones desde el laboratorio. Ejemplo: fecha de nacimiento, sexo, diagnóstico y otras informaciones en función de las pruebas solicitadas.
 - Pruebas o estudios solicitados: aquí se indica qué pruebas o grupos de pruebas se desea realizar y sobre qué espécimen (Botero, 2003).

2. Indicaciones al paciente.

- Aquí se mantendrá una íntima relación entre el paciente y el profesional de laboratorio para poder otorgar confianza durante la extracción sanguínea o alguna toma de muestra biológica.
- Preparación del material.
- Se debe tener todo el material preparado para no tener complicaciones.
- Preparación del paciente.
- Informar al paciente las indicaciones necesarias, brindarle comodidad para la extracción sanguínea.
- Obtención de la Muestra (sanguínea).
- Es resultado de todos los procesos anteriores que se han realizado junto con las normas de bioseguridad adecuadamente puestas en práctica.

Coloraciones para la determinación de *Plasmodium spp.*

Mediante el proceso de coloración se van a evidenciar las estructuras y estadios de los parásitos, si se tiene unos reactivos de calidad se puede obtener una coloración adecuada para la determinación de *Plasmodium spp.* Son muchas las tinciones que se aplican para el diagnóstico del paludismo, desde las convencionales, May-Grünwald-Giemsa, Field y Leishman hasta las fluorescentes con naranja de acridina o el sistema QBC.

La tinción de May-Grünwald-Giemsa.- Es la técnica diagnóstica de referencia. Este colorante sirve tanto para la gota gruesa como para el frotis. Para esta coloración se debe emplear agua tamponada a pH 7,2 puesto que con otro pH, puede verse alterada la morfología del parásito, impidiendo la observación de las granulaciones de Schüffner, tan importantes para la diferenciación de la especie.

La tinción de Field.- Sirve tanto para la gota gruesa como para el frotis. Debido a su rapidez y sencillez, es la preferida por los laboratorios de los hospitales tropicales que analizan gran

número de muestras. Sin embargo, no siempre permite observar el punteado de Schüffner presente en *P. vivax* y *P. ovale*.

El método de Leishman.- Incluye metanol por lo que sólo puede utilizarse para el frotis.

La tinción con naranja de acridina.- Fue descrita por Kawamoto se utiliza para el frotis, ya que precisa una fijación previa con metanol antes de teñir y observar en un microscopio de fluorescencia. La sensibilidad es del 77-96% y la especificidad del 81-98%.

El sistema de QBC (*Quantitative Buffy Coat System*, Becton Dickinson) se basa en la concentración por gradiente de densidad de los eritrocitos parasitados mediante la centrifugación de un capilar impregnado de heparina y naranja de acridina, al que se añade un flotador. Se necesita, por tanto, capilares y una centrífuga especial, así como un acoplador de microscopio y un sistema de epifluorescencia con lente especial, lo que encarece la técnica sin aportar mucho al frotis y gota gruesa (sensibilidad del 88-98% y especificidad del 58-90%). A veces es difícil el reconocimiento del parásito, no permite diferenciar las distintas especies y tiene el inconveniente de trabajar con sangre fresca (Botero, 2003).

Microscopio óptico

Es el instrumento que más se usa en los laboratorios que estudian los microorganismos. El microscopio óptico amplifica la imagen de un objeto pequeño. Mediante un sistema de lentes y fuentes de iluminación se puede hacer visible un objeto microscópico, a través del paso de los rayos de luz entre el objeto y los ojos.

Consta de una parte mecánica y otra parte óptica: la parte mecánica está formada por: columna, brazo, tornillo macrométrico, tornillo micrométrico, tubo principal, revolver

porta-objetivo, platina y carro mecánico. La parte Óptica está formada por espejo plano, condensador, objetivos (10X-40X-100X) y oculares (5X-7.5X-10X).

Los objetivos son 10X, 40X, 100X, se encuentran colocados en el revólver porta objetivos.

Los objetivos, 100X, el que se utiliza para el diagnóstico de malaria, necesitan aceite de inmersión para aumentar la luminosidad del campo microscópico. El objetivo 10X se utiliza para enfocar e inspeccionar la coloración y la distribución de los leucocitos en el campo. El aumento total que se obtiene en un microscopio con objetivos de inmersión en aceite es de 1.000 aumentos, empleando oculares 10X esto resulta de una multiplicación de 10X del ocular por 100X del objetivo, lo que es igual a 1.000.

El condensador tiene como función reunir los rayos de luz reflejados por el espejo o emitidos por la fuente de luz (lámpara). Al lado izquierdo del condensador se encuentra un tomillo cremallera con el cual se acerca o se aleja el condensador de la platina del microscopio. En la parte inferior existe una pequeña palanca para abrir o cerrar el diafragma que sirve para regular la cantidad de luz que pasa al condensador (Guhl y Nicholls, 2008).

Manejo del microscopio para la visualización del parásito

- Colocar el microscopio en un lugar sólido donde no haya vibraciones y revisar que todos los componentes de la estructura del aparato estén dispuestos adecuadamente.
- Ubicar el condensador correctamente. El condensador debe estar casi al ras del orificio de la platina.
- Cerrar el diafragma, la apertura solamente debe dejar pasar la cantidad de luz requerida para el aumento de contraste y la mejora de la profundidad de foco.

- Ajustar el tubo a la distancia interpupilar empleando ambas manos, esto se debe realizar mientras observa la preparación, desplazando ambos tubos portaoculares, hasta que se aprecie solamente una imagen.
- Sujetar la lámina portaobjetos, sobre la platina con las dos pinzas o con la palanca del guía portaobjetos (una de agarre).
- Seleccionar la iluminación correcta. En el equipo con lámpara, la bombilla está precentreada quedando garantizada la óptima iluminación de todo el campo microscópico.
- Usar los objetivos 40x, para la primera observación, se trata de los objetivos panorámicos, con la mayor distancia entre la lente frontal y el objeto.
- Utilizar el ocular 10x para lograr mejor resolución y definición cuando se trate del microscopio óptico eléctrico. En el caso del microscopio solar utilizar el ocular 5x.
- Revisar que el aceite de inmersión no tenga burbujas ya que influyen en la calidad de la imagen. Se debe colocar una gota de aceite de inmersión en el portaobjetos para que luego haga contacto con la lente frontal del objetivo.
- Cambiar al siguiente objetivo (100x) o de inmersión, nunca se debe presionar hasta el tope del resorte de seguridad Es bueno recordar que el enfoque se debe realizar observando lateralmente la preparación, hasta que el aceite haga contacto con el objetivo
- Realizar el enfoque de la imagen, girando el mando de acomodación con el tornillo macrométrico luego buscar o ajustar la nitidez, con el tomillo micrométrico.
- Examinar la lámina comenzando por la gota gruesa y seguidamente continuar por el frotis para verificar la especie parasitaria y la positividad de la muestra, la revisión de la lámina podrá hacerse desplazando el carro en zig – zag.
- Una vez terminado el trabajo retirar el objetivo de 100x y dejar cualquiera de los objetivos panorámicos en posición centrada (Botero, 2003).

Portaobjetos

Un portaobjetos es una placa fina, de cristal sobre la cual se colocan objetos para su observación microscópica, en la determinación de *Plasmodium spp* se utiliza para colocar sobre ella la muestra de sangre obtenida y así realizar la gota gruesa y el frotis. Sus dimensiones típicas son de 75 mm x 25 mm.

Alcohol y Algodón que cumplan con las normas de bioseguridad.

Lanceta Se da el nombre de lanceta a un instrumento de cirugía que sirve para sangrar haciendo un corte

Se compone de dos partes mango, está formado de dos piezas de concha o de cuerno móviles sobre la hoja y que sirven para conservar la hoja, es de acero muy terso y consta de tres partes: la base, el cuerpo o medio y la punta. Los bordes deben estar muy afilados.

Se usan habitualmente tres tipos de lancetas: la primera se llama de grano de cebada; su hoja es ancha hasta la punta y sirve para las venas gruesas y superficiales la segunda llamada de grano de avena, tiene su punta más prolongada que la anterior la tercera, de lengua de serpiente es mucho más aguda

Aceite de inmersión

El aceite de inmersión tiene aproximadamente el mismo índice de refracción que el vidrio, mediante el aceite se elimina la mayoría de rayos de luz y se aumenta considerablemente la eficacia de los lentes objetivos del microscopio. Es decir facilita la visualización de las estructuras, y es de gran ayuda para la observación con el lente objetivo de 100 X.

PLACA DE EXTENSIÓN

ERRORES COMUNES EN LA PREPARACIÓN DE MUESTRAS HEMÁTICAS

La preparación incorrecta de la muestra hemática puede afectar el etiquetado, la coloración o el examen. Las fallas más comunes que deben evitar cometerse son:

- Mala posición de las muestras de sangre: Los frotis de sangre deberán estar situados correctamente en la lámina. Si no es así, puede dificultar el examen de gota gruesa; incluso porciones de la muestra pueden ser lavadas durante el proceso de coloración.
- Mucha sangre: Si se obtiene mucha sangre al coleccionar la gota gruesa, entonces la coloración puede quedar muy básica (azul), significando que se observarán muchas células blancas por campo pudiendo estas oscurecer o cubrir algunos parásitos de malaria que pueden estar presentes. Si el extendido es demasiado grueso, los glóbulos rojos pueden estar unos encima de otros imposibilitando el examen adecuado después de la fijación.
- Poca sangre: Si se emplea poca sangre en la preparación de las muestras, no habrá suficientes células blancas por campo y no se examinará suficiente cantidad de sangre como lo establece la norma.
- Lámina con grasa: En una lámina sin desengrasar, la sangre se esparcirá irregularmente, lo que hará difícil el examen; por otro lado, parte de la gota gruesa en algunos casos puede desprenderse durante el proceso de coloración.

Otros errores comunes que se debe evitar son:

- Dejar las láminas expuestas a moscas, cucarachas, hormigas y otros insectos que se alimentan de sangre seca y dañan las muestras de sangre.
- Realizar extendidos y gotas en muestras de sangre en láminas reusadas o rayadas.
- Secado irregular de la gota gruesa.

- Permitir la auto fijación de la gota gruesa que ocurre con el transcurrir del tiempo o a través de la exposición al calor, por lo que la coloración se hace difícil e insatisfactoria.
- No utilizar bolígrafo para identificar la lámina. Luego de secado el extendido, rotular con lápiz de grafito.
- La toma de muestra del dedo no es recomendable por el peligro de infección, pero si el paciente presenta traumatismos del lóbulo de la oreja (eczemas, u otros), se tomará la muestra del dedo medio o anular, sosteniendo la mano izquierda con la palma hacia abajo.
- En los niños puede ser utilizado el dedo gordo del pie (Sampedro, 2009)

2.4.4 EPIDEMIOLOGÍA

La epidemiología es una disciplina científica que estudia la distribución, la frecuencia, los determinantes, las relaciones, las predicciones y el control de los factores relacionados con la salud y con las distintas enfermedades existentes en poblaciones humanas específicas. La epidemiología que en sentido estricto podría denominarse epidemiología humana- ocupa un lugar especial en la intersección entre las ciencias biomédicas y las ciencias sociales, e integra los métodos y principios de estas ciencias para estudiar la salud y controlar las enfermedades en grupos humanos bien definidos (Kahl Martin, 2000).

Los parásitos son seres vivos que viven de otros seres vivos, como de su cuerpo, para alimentarse y tener un lugar donde vivir. Se pueden adquirir por medio de los alimentos o el agua contaminada, la picadura de un insecto o por contacto sexual. Las enfermedades parasitarias pueden causar leves molestias o ser mortales.

Los parásitos varían en tamaño desde muy pequeños, organismos unicelulares llamados protozoarios, hasta gusanos, que pueden observarse a simple vista. El suministro de agua

contaminada puede causar infecciones por protozoarios. Los gatos pueden transmitir toxoplasmosis, peligrosa para las mujeres embarazadas. Otras, como la malaria, son comunes en el mundo.

EPIDEMIOLOGÍA de *Plasmodium*

La malaria o paludismo es una enfermedad parasitaria, transmisible y endemoepidémica, producida por la infección de uno (o más) de los cinco tipos de plasmodios que pueden afectar al hombre: *Plasmodium falciparum*, *P.vivax*, *P.ovale* y *P.malariae* y *P. knowlesi*. Es una enfermedad que debido a su tasa de morbilidad, mortalidad general y mortalidad infantil, y por la perturbación que produce en el desarrollo económico y social de las comunidades afectadas, constituye un gran problema de salud pública en países tropicales y subtropicales.

Las cinco formas de paludismo humano pueden ser tan similares en sus síntomas que es muy difícil diferenciarlas sin ayuda de pruebas de laboratorio. Incluso, la demostración del parásito en zonas palúdicas no siempre significa que la clínica aguda febril se deba al paludismo y a no a otras enfermedades febriles agudas. La clínica de los casos más graves generalmente por la especie más agresiva, *P. falciparum*, suele incluir fiebre alta, escalofríos, diarrea, cefalea, y en pocas horas puede evolucionar a un cuadro severo con alteración hepática, renal, trastornos de la coagulación, edema pulmonar y cerebral, encefalopatía, coma y muerte. Incluso los casos leves pueden evolucionar rápidamente a una forma mortal, por lo que un diagnóstico y tratamiento precoz son esenciales. La letalidad sin tratamiento oscila entre el 10 y el 40% (Kahl Martin, 2000).

Las otras formas de paludismo humano por lo general no amenazan la vida de forma inmediata. En las infecciones por *P.vivax*, *P.ovale* y *P.malariae* el cuadro se presenta como fiebre recurrente y malestar general de varios días, con fuertes escalofríos y cefalea, que

culmina con sudores profusos. Tras un lapso sin fiebre se repite el ciclo con una cierta periodicidad según la especie infectante. Tras superar esta primoinfección pueden ocurrir recidivas, causadas por hipnozoitos (formas latentes de *P.vivax* o *P.ovale* en el tejido hepático) que se reactivan y con ello persisten las crisis de clínica palúdica durante años, incluso toda la vida. Estas recidivas no se dan en las formas producidas por *P.falciparum* ni *P.malariae*, pero si pueden existir recaídas en las 4 formas, que no se deben a hipnozoitos, sino a una elevación de la parasitemia, anteriormente limitada, por factores que de algún modo disminuyan la inmunidad del huésped. El *P. knowlesi* es morfológicamente como el *P. malariae* y clínicamente se comporta como *P. vivax* o *P. falciparum*. Esta especie sólo se ha detectado en el sudeste de Asia (Kahl Martin, 2000).

El diagnóstico clínico y epidemiológico debe confirmarse con pruebas de laboratorio, generalmente por demostración del parásito en una extensión de sangre periférica y la técnica de la gota gruesa. A veces es necesario repetir la prueba en más de una ocasión, pues la parasitemia en sangre periférica es variable. Existen otras técnicas más sofisticadas de detección, como la inmunofluorescencia indirecta, enzimoimmunoensayo o técnicas de reacción en cadena de la polimerasa (PCR), pero su uso es limitado por su limitada accesibilidad y su coste.

El reservorio y la fuente de infección son fundamentalmente humanos. Se han descrito otras especies de Plasmodium que desarrollan su infección natural en primates (*P.simum*, *P.iniu*, etc.) que aunque pueden infectar al hombre experimentalmente, su transmisión natural es excepcional.

La enfermedad se transmite por medio de un vector: el mosquito, concretamente las hembras de mosquitos del género *Anopheles*. Dentro de este género de mosquitos existen muchas especies transmisoras, que varían según áreas geográficas. De las 450 especies

descritas, alrededor de 100 pueden transmitir el paludismo. Algunos que destacan especialmente son *A.gambiae* y *A.funestus* en África, *A. minor* en Tailandia, *A.darlingi* en Sudamérica y *A.culicifacies* y *A.dirus* en el Sudeste Asiático. Para que se dé la transmisión no solo es preciso que exista una densidad de anophelinos suficiente, sino que se reúnan otras condiciones, especialmente una temperatura de un grado de humedad adecuadas. El mosquito es fundamental en el ciclo del parásito, pues tras succionar sangre de un individuo infectado, absorbe las formas sexuales (gametocitos) del parásito que se desarrollarán en la hembra anofelina, formándose los gametos que se unen para formar el cigoto, y de éste se desarrollarán (tras distintas fases) los esporozoitos, que son las formas infectantes que la hembra inoculara con su saliva en una nueva picadura para alimentarse. Existen otras formas de transmisión de la enfermedad, mucho menos frecuentes, como es la transmisión parenteral, por transfusiones sanguíneas o inoculación con jeringas usadas contaminadas. En estos casos no se dan las formas pre y exoeritrocítica del ciclo del parásito, siendo la infección directamente eritrocítica. También está descrita, de forma excepcional y en zonas endémicas, la transmisión congénita (Henry, 2007).

El riesgo existe para todos los viajeros que visitan zonas endémicas de malaria, pero varía mucho según la temporada, la ubicación geográfica, las actividades, el tipo de alojamiento y el uso de medicación preventiva de la malaria y otras medidas antimosquitos.

El periodo de incubación de la enfermedad varía según la especie de Plasmodium implicado. Para *P.falciparum* es de 7 a 14 días, para *P. vivax* y ovale de 8 a 14 días generalmente (aunque puede llegar a durar meses) y para *P.malariae* varía entre 7 y 30 días. La supresión subóptima como ocurre en algunos casos de uso de quimioprofilaxis, puede alargar el periodo de incubación.

El periodo de transmisibilidad, entendida como desde el ser humano enfermo al mosquito (ya que no existe la transmisión directa persona a persona) tiene una duración variable. Por lo general, no más de un año en la infección por *P.falciparum*, de 1 a 2 años en *P.vivax* y

ovale, y más de 3 años en *P.malariae*. El mosquito es infectante toda su vida. Es importante destacar, por los casos de transmisión parenteral, que la sangre almacenada puede permanecer infectante durante un mes.

En cuanto a la susceptibilidad es universal, pero en regiones de alta endemicidad los adultos pueden presentar cierta resistencia adquirida a la enfermedad clínica. Algunas características genéticas también pueden conferir menor susceptibilidad a la malaria, como son la deficiencia en G6PD (Glucosa-6-fosfato deshidrogenasa) o sufrir de anemia falciforme. También se ha comprobado que en la infección por *P. vivax* es necesaria la presencia del factor Duffy en sangre, por lo que las poblaciones negras, que carecen de este factor con frecuencia, no muestran tantas infecciones por este Plasmodium. Pero la más importante es la inmunidad adquirida. Las sucesivas infecciones con diferentes cepas de plasmodios confieren una semi-inmunidad que provoca una disminución del número y gravedad de las crisis palúdicas. Clásicamente se ha pensado que una vez que una persona abandona una zona endémica, esta inmunidad adquirida declina a lo largo de los años hasta desaparecer, aunque un estudio reciente sugiere la persistencia de la inmunidad adquirida contra *P. falciparum* en inmigrantes de zonas endémicas después de años de estancia en Europa (Henry, 2007).

SITUACIÓN MUNDIAL

El paludismo es actualmente endémico en 104 países de regiones tropicales y subtropicales del mundo, en los que vive cerca del 50% de la población mundial. En 2012 existían, según la OMS, 99 países con transmisión activa de la enfermedad y 5 más en fase de prevención o reintroducción de la malaria. En 2012, la OMS calculó una incidencia anual mundial de esta enfermedad en torno a los 300 millones de casos, con cerca de 660.000 muertes anuales.

El 80% de los casos y 90 % de los fallecimientos por malaria se producen en el África subsahariana, donde es responsable de la muerte de tres de cada cinco niños y contribuye a la mortalidad por otras causas. En 2012, el 47% de los casos mundiales se registraron en seis países, todos ellos africanos como: Costa de Marfil, Mozambique, Nigeria, República Democrática del Congo, Tanzania y Uganda.

La segunda región más afectada a nivel mundial es el Sudeste Asiático, siendo la India el país con más casos (unos 24 millones al año) en la zona, seguida de Indonesia y Myanmar.

En los últimos años, por diversos factores como: resistencia a insecticidas, resistencia a antipalúdicos, auge del turismo, rapidez en los viajes, migraciones humanas, conflictos bélicos, ha empeorado la situación en las zonas endémicas y ha aumentado el riesgo de reintroducción de la malaria en zonas donde se ha erradicado.

En relación a los viajes internacionales se estima que cada año, de los 125 millones de viajeros a áreas endémicas, unos 10.000 regresan a sus países infectados de malaria. En Europa está erradicada pero se importan casos por turismo e inmigración. En España es una Enfermedad de Declaración Obligatoria y, aunque se dio el último caso autóctono en 1962 (la OMS declaró a España libre de paludismo en 1964), en los últimos años se notifican unos 300-400 casos anuales importados (una incidencia de 1,15/100.000 habitantes). En Europa los casos oscilan, siendo en 2008 cerca de 6000 casos los confirmados, en su gran mayoría importados, representando un 1,24 casos por 100.000 habitantes. Los casos de malaria declarados en la Red Europea de Vigilancia Epidemiológica en 2009, correspondieron a *P. falciparum* (75% de los casos), *P. vivax* (15%), y *P. malariae* (10%). *P. ovale* suele oscilar entre el 3 y el % de los casos, pero en 2009 no se declararon. En el año 2009, el 56% de los afectados eran inmigrantes. Estos inmigrantes de zonas endémicas que viven en Europa son los que más riesgo tienen de adquirir malaria durante los viajes a

sus países de origen, ya que suelen viajar durante más tiempo que el resto de viajeros (exceptuando los cooperantes) y lo hacen a zonas y en condiciones de más riesgo.

En cuanto a la distribución mundial de las especies, *P.falciparum* es el más ampliamente presente (es responsable del 85% casos de malaria), encontrándose en todas las regiones tropicales y subtropicales del mundo. *P.vivax* está presente también en casi todas las regiones endémicas de malaria, siendo el predominante en amplias zonas de América y, por el contrario, es menos común en África (especialmente en el oeste africano). *P.ovale* se distribuye fundamentalmente en África (aunque también existe en zonas limitadas de Sudamérica y Asia). *P.malariae* es la especie menos frecuente, encontrándose en África y en algunas zonas de la India. No debe olvidarse que son frecuentes las infecciones mixtas, por más de 1 especie, pues ésta es importante para la elección y duración del tratamiento. Es rara la coinfección por tres especies.

PALUDISMO

El paludismo es la enfermedad parasitaria más importante en el mundo debido al número de casos y muertes que ocasiona. Cada año hay unos treientos a quinientos millones de casos nuevos de ellos de uno a tres millones de muertes.

Se estima que el 40% de la humanidad habita áreas donde existe el riesgo de contraer la enfermedad. (Montero, 2014)

La transmisión endémica de la malaria o paludismo requiere un reservorio, un mosquito vector y un huésped susceptible es por eso que el control de la malaria va dirigido a la eliminación del mosquito, al tratamiento de los casos activos y a la profilaxis (Henry, 2007).

Gráfico N° 1 Vector



Fuente: <http://sararico.blogspot.com/>

Transmisión

El paludismo se transmite exclusivamente por la picadura de mosquitos del género *Anopheles*. La intensidad de la transmisión depende de factores relacionados con el parásito, el vector, el huésped humano y el medio ambiente.

En el mundo hay unas 20 especies diferentes de *Anopheles* que tienen importancia local. Todas las especies importantes como vector pican por la noche. Estos mosquitos se crían en agua dulce de poca profundidad (charcos, campos de arroz o huellas de animales). La transmisión es más intensa en lugares donde los vectores tienen una vida relativamente larga que permite que el parásito tenga tiempo para completar su desarrollo en el interior del mosquito, y cuando el vector prefiere picar al ser humano antes que a otros animales. Por ejemplo, la larga vida y la fuerte preferencia por los humanos que presentan las especies que actúan como vector en África son la causa de que más del 85% de las muertes por paludismo se registren en ese continente.

La transmisión también depende de condiciones climáticas que pueden modificar el número y la supervivencia de los mosquitos, como el régimen de lluvias, la temperatura y la humedad. En muchos lugares la transmisión es estacional, alcanzando su máxima intensidad durante la estación lluviosa e inmediatamente después. Se pueden producir

epidemias de paludismo cuando el clima y otras condiciones favorecen súbitamente la transmisión en zonas donde la población tiene escasa o nula inmunidad, o cuando personas con escasa inmunidad se desplazan a zonas con transmisión intensa, como ocurre con los refugiados o los trabajadores migrantes.

La inmunidad humana es otro factor importante, especialmente entre los adultos residentes en zonas que reúnen condiciones de transmisión moderada a intensa. La inmunidad se desarrolla a lo largo de años de exposición y, a pesar de que nunca proporciona una protección completa, reduce el riesgo de que la infección cause enfermedad grave (Henry, 2007).

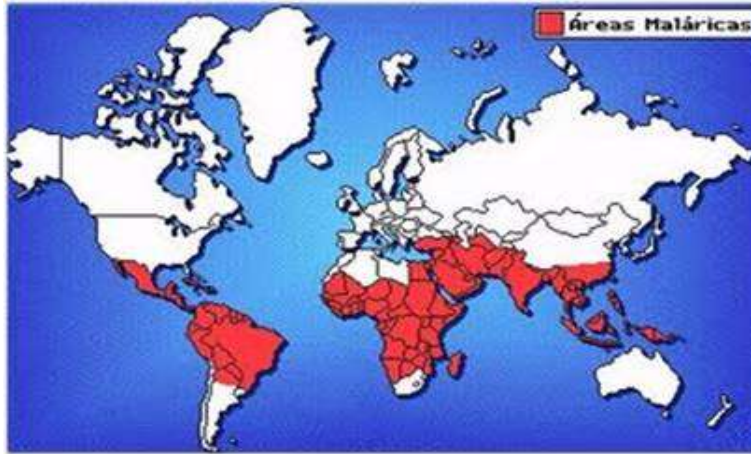
Distribución geográfica

En numerosos países o zonas en situación de riesgo, las principales áreas urbanas están libres de transmisión del paludismo. No obstante, sí puede haber paludismo en las principales áreas urbanas de África y, en menor medida, de India.

Normalmente, el riesgo del contagio de *Plasmodium spp* es menor por encima de los 1.500 metros de altitud, aunque, en condiciones climáticas favorables puede ocurrir hasta casi 3.000 metros de altitud. El riesgo de infección también puede variar en función de la estación del año, llegando a su punto más alto al final de la estación de lluvias o poco después.

No existe riesgo de paludismo en muchos destinos turísticos del Sudeste Asiático, Latinoamérica y el Caribe (Henry, 2007).

Gráfico N° 2 Distribución Geográfica



Fuente: <http://sararico.blogspot.com/>

Un estudio del Departamento de Ciencia Biológicas de la Universidad de Brock, Canadá, demostró que existe una gran presencia del mosquito trasmisor de la malaria en las regiones altas de Ecuador.

Los expertos recolectaron larvas del mosquito *Anopheles* (que puede transmitir la malaria) por todo Ecuador entre los años 2008, 2009 y 2010. Los resultados, publicados en agosto del 2011, arrojaron que la presencia de este insecto se concentra en latitudes altas: desde los 500 metros hasta mil 900 metros. Este fenómeno ocurrió porque en las zonas andinas de Ecuador fue muy difícil hacer llegar los programas para erradicar la malaria.

Las variedades de insectos que transmiten el mortal virus encontrados por las investigadoras Lauren Pinault y Fiona Hunter fueron: *pseudopunctipennis*, *Anopheles eiseni*, *Anopheles albimanus*, *Anopheles punctimacula*, y *Anopheles oswaldoi sl.*

Según Pinault y Huner los ríos, zanjas, la construcción de represas hidroeléctricas y el agua estancada que hay en las alturas, favorecieron a que este insecto aumentara notablemente su población. Si bien es positivo que el mosquito se aleje de las grandes poblaciones, también es preocupante que se geste el virus en zonas alejadas.

Otro estudio más reciente, del Instituto de Métrica y Evaluación de la Salud de la Universidad de Washington, en Seattle, que dice que el parásito de la malaria se está volviendo más resistente a los medicamentos. De ser así, sería muy difícil controlar una epidemia de la enfermedad en el sector de los andes ecuatorianos. Si no llegan las medicinas tradicionales, menos llegarán otras de mayor efectividad.

Cabe señalar, que aunque según la ONU mueren mil 400 niños de malaria al día en el mundo, en Ecuador la cifra por contagios de malaria baja cada año más. Desde el Ministerio de Salud ecuatoriano aseguran que la reducción de infecciones es de un 35% anual. El 2011 se registraron mil 232 contagiados malaria, cifra mucho menor que la del 2001 donde los contagiados alcanzaron los dieciséis mil 400 casos, así lo censó el Control de Enfermedades Transmitidas por Vectores Artrópodos del Ecuador (SNEM).

Riesgo para los viajeros

Durante las estaciones de transmisión en países o zonas con riesgo, todos los viajeros no inmunes expuestos a las picaduras de mosquitos, especialmente entre el anochecer y el amanecer, corren riesgo de contraer paludismo; Esto incluye, a los viajeros previamente semi inmunes que han perdido su inmunidad, durante estancias de 6 meses o más en países o zonas de no riesgo.

La mayoría de los casos de paludismo por *P. falciparum* en viajeros, se deben a un mal cumplimiento del régimen quimioproláctico, o ausencia total de dichos regímenes, o a

usar un medicamento inadecuado, combinado, con una mala prevención frente a las picaduras de mosquitos. A pesar de una profilaxis eficaz, puede producirse la aparición tardía de paludismo por *P. vivax* y *P. ovale*, además, no se pueden prevenir con los actuales regímenes profilácticos recomendados que actúan solamente contra el parásito en sangre.

Estudios sobre el comportamiento de los viajeros han demostrado que la adherencia al tratamiento se puede mejorar si los viajeros están informados del riesgo de infección y creen en el beneficio de las estrategias de prevención.

El riesgo de paludismo no está uniformemente distribuido en las zonas donde es prevalente. Los viajeros a países donde el grado de transmisión de paludismo varía en función de las zonas, el viajero debe tratar de informarse sobre el riesgo que existe en las zonas concretas que va a visitar (Henry, 2007).

Precauciones

Tanto los viajeros como los nativos, deben tener en cuenta los cuatro principios de protección contra el paludismo, como:

- Ser conscientes del riesgo y conocer el periodo de incubación, los principales síntomas y la posibilidad de inicio tardío de la enfermedad.
- Evitar las picaduras de mosquitos, especialmente, entre el anochecer y el amanecer.
- Tomar medicamentos contra el paludismo (quimioprofilaxis), cuando sea necesario, para evitar que la infección progrese llegando a manifestaciones clínicas de la enfermedad.
- Consultar inmediatamente con el médico para un diagnóstico y tratamiento adecuados, en caso de que aparezca fiebre a partir de 1 semana después de haber entrado en un área donde hay riesgo de paludismo y hasta 3 meses después (o, en raras ocasiones, incluso más tarde) de salir de ella. (Guhl y Nicholls, 2008).

2.4.5 *Plasmodium spp.*

El *Plasmodium* es el parásito causante de la malaria o paludismo pertenecen al orden de los coccídeos, familia Plasmodiidae que agrupan los protozoarios sanguíneos y que tienen 2 tipos de reproducción: sexual y asexual.

La reproducción asexual o esquizogónica se realiza de dos maneras la primera en las células hepáticas del huésped vertebrado y la segunda en los glóbulos rojos o eritrocitos.

La reproducción que es sexual o esporogónica se la realiza en huésped invertebrado es decir en el mosquito del género *Anopheles*.

Existen varias especies de *Plasmodium* que afectan a distintas clases de vertebrados, se conocen más de 175 especies. Pero clásicamente reconocidas como causantes de malaria humana son *P. falciparum*, *P. vivax*, *P. malariae* y *P. ovale*, pero en los últimos años en países del Asia se ha incrementado el reporte de casos de malaria por *P. knowlesi* (Sampedro, 2009).

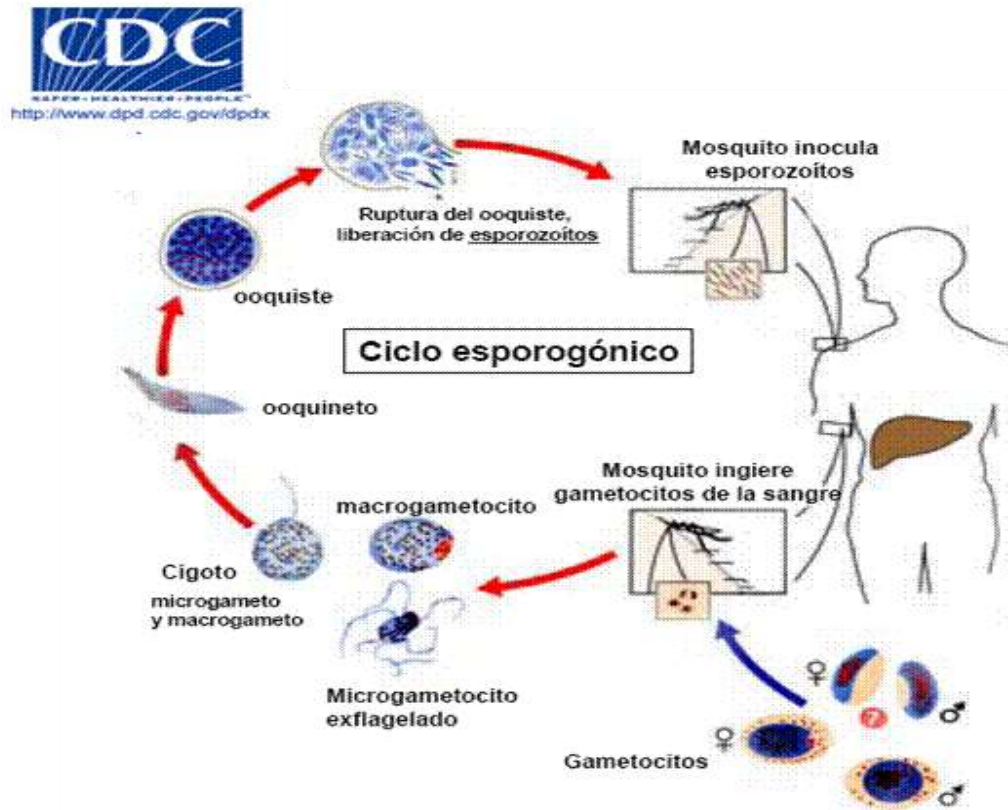
CICLO EVOLUTIVO Y MORFOLOGÍA

Todas las especies de *Plasmodium* cumplen un ciclo evolutivo similar, con una reproducción sexual en el mosquito de género *Anopheles* y la reproducción asexual en el huésped vertebrado. Siendo así el mosquito el huésped definitivo y el hombre el huésped intermediario.

La fase esquizogónica o reproducción asexual se cumplen en dos periodos, el primero en las células del parénquima hepático y se denomina esquizogonia exoeritrocitaria, tisular o hepática y la segunda la que se cumple dentro del glóbulo rojo y se la reconoce como esquizogonia eritrocitaria.

Gráfico N° 3 Ciclo Esporogónico

CICLO ESPOROGÓNICO



Fuente : <http://sararico.blogspot.com/>

Se cumple exclusivamente en la hembra del mosquito *Anopheles*, y se inicia cuando ésta ingiere sangre humana, en la cual se encuentran los gametocitos o células sexuadas y son intraeritrocitarios. El microgametocito o gametocito masculino presenta un núcleo laxo, citoplasma similar al macrogametocito.

El microgametocito en el estómago del mosquito pierde la membrana de glóbulo rojo; su núcleo se divide en 4 a 8 núcleos que dan origen a igual número de flagelos de 20 a 25 μm de largo. Este proceso de ex-flagelación tiene lugar en pocos minutos y es la maduración de la célula a gameto masculino.

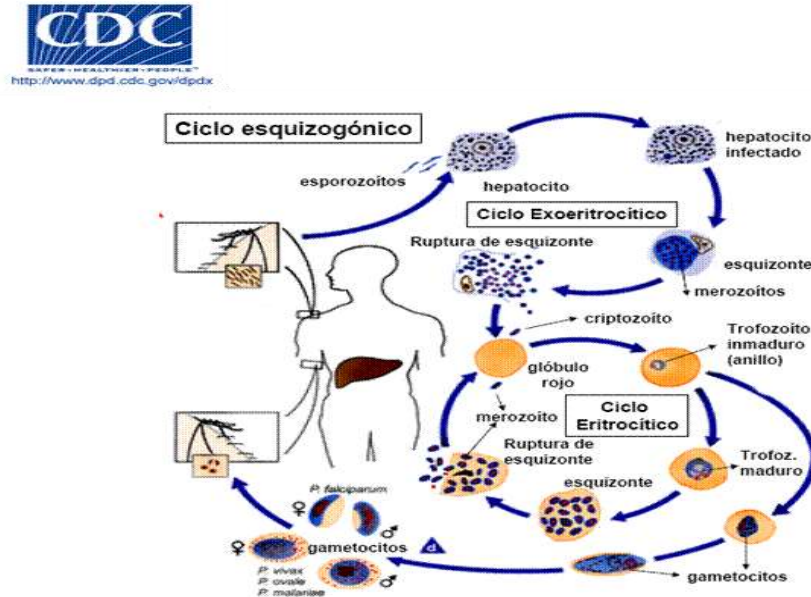
El macrogametocito o gametocito femenino presenta un núcleo compacto de cromatina y el citoplasma extendido por todo el glóbulo rojo, contiene en su interior el pigmento malárico de color marrón oscuro. El macrogametocito sufre un proceso de maduración a macrogameto cuando pierde la cubierta del glóbulo rojo. Crece, se redondea y forma una pequeña proyección por donde penetra el microgameto.

El producto de esta fertilización es el huevo o cigoto de forma redondeada que luego se transforma en un elemento alargado de 18 a 24 μm de largo, móvil, denominado ooquineto, este se forma aproximadamente a las 24 horas.

El ooquineto atraviesa las células epiteliales de la pared del estómago del mosquito, hasta colocarse en la capa más externa, donde se inmoviliza, se recubre de una membrana elástica y se enquistas, formando el ooquiste u oocito, crece hasta tener 40 a 80 μm de diámetro, su núcleo se divide rápidamente dando lugar a una gran cantidad de elementos alargados, muy finos y motiles de 10 a 12 μm , llamados esporozoitos, el ooquiste se rompe, los esporozoitos caen en la cavidad general del abdomen del mosquito, se dirige a las glándulas salivales y junto con la saliva son inoculados al hombre en una nueva picadura.

Gráfico N° 4 Ciclo Esuizogónico

CICLO ESQUIZOGONICO



Fuente : <http://sararico.blogspot.com/>

Se cumple en el ser humano en dos fases: en el hígado (hepática) que comprende al esquizonte tisular y al criptozoito y la segunda fase se da en glóbulo rojo (eritrocitaria) que comprende el trofozoito, el esquizonte, los merozoitos y los gametocitos (Henry, 2007).

Fase hepática

Los esporozoitos son inoculados por el mosquito directamente al torrente sanguíneo la mayoría son captados por los macrófagos pero los que logran evadirlos penetran a las células del parénquima hepático (hepatocitos)

En el hepatocito se multiplican formando esquizontes multinucleados que alcanzan 30 a 70 μm de diámetro y son de forma globosa o irregulares en su interior contienen gran cantidad

de merozoítos. Los esquizontes agrandan a la célula hepática, hasta que finalmente la rompen, enviando a la sangre los merozoítos, esto sucede al cabo de 6 a 14 días y bajo la forma de criptozoítos invaden los glóbulos rojos terminando así la fase tisular o hepática. Sin embargo en el caso del *Plasmodium vivax*, *P. ovale* y *P. malariae* algunos elementos parasitarios se quedan o invaden nuevos hepatocitos y continua la fase hepática en forma muy lenta, aparecen los hipnozoítos que son elementos muy pequeños de 3 µm de diámetro y muy escaso citoplasma, estos permanecen en la célula hepática en estado latente por periodos prolongados de varios meses a 5 años. Luego los hipnozoítos crecen, forman esquizontes, y dan lugar a una nueva salida de merozoítos que invaden los eritrocitos. Esto explica las recaídas mucho tiempo más tarde del periodo inicial y por varias ocasiones.

En el caso del *Plasmodium falciparum*, solo hay un ciclo esquizogónico al inicio de la infección y luego va desapareciendo (Henry, 2007).

Fase eritrocitaria

Los merozoítos invaden los glóbulos rojos de manera activa a través de una invaginación de la membrana del eritrocito y toma el nombre de trofozoíto.

El trofozoíto es el primer estadio eritrocitario del parasito y tiene dos estadios que son trofozoíto joven y adulto. El trofozoíto joven está formado por un núcleo que se tiñe de rojo, citoplasma escaso azulado y una gran vacuola que polariza el núcleo y así todo en conjunto forma un anillo. Y el trofozoíto adulto hay una invasión del parasito en todo el parénquima del hematíe, adoptando una forma ameboide. Se suele observar la superficie de los hematíes parasitados, granulaciones propias de la especie del *Plasmodium* que se trate.

Los merozoítos ingresan a los eritrocitos en donde se desarrollan en trofozoítos y en esquizontes en un período de 48 horas para *P. falciparum*, *P. vivax* y *P. ovale* y de 72 horas

para *P. malariae*. La ruptura de los eritrocitos infectados y salida de los esquizontes produce la liberación de citoquinas en el torrente sanguíneo y aparecen los síntomas de fiebre, escalofríos, malestar, cefalea, mialgias en un patrón cíclico; también se puede presentar ictericia y anemia por la hemólisis. Los merozoítos ingresan a nuevas células rojas y el proceso se repite con la multiplicación de los parásitos. En el *P. falciparum* aproximadamente a las 12-48 horas de desarrollo se produce la formación de unas proyecciones en la membrana eritrocitaria que induce su citoadeherencia a las paredes de vénulas y capilares de órganos vitales, lo que no ocurre significativamente en las otras especies (Henry, 2007).

2.4.6 DETERMINACION DE *Plasmodium spp.*

TINCIONES UTILIZADAS

TINCION DE GIEMSA

Es la técnica diagnóstica de referencia. Este colorante sirve tanto para la gota gruesa como para el frotis. La necesidad de emplear agua tamponada a pH 7,2 (tanto en la dilución del colorante como en los lavados) se debe a que, con otro pH, puede verse alterada la morfología del parásito, impidiendo la observación de las granulaciones de Schüffner, tan importantes para la diferenciación de la especie. Esta tinción tiene buena sensibilidad (92-98%) y especificidad (85-99%).

La recomendación para la tinción de la gota gruesa es la siguiente:

- No fijar con metanol
- Teñir con colorante de Giemsa al 3% durante 30 min
- Lavar en agua tamponada a pH 7,2.

Para los frotis se recomienda:

- Fijar con metanol durante 5 min
- Teñir con colorante de Giemsa al 10% durante 10 min

Lavar en agua tamponada a pH 7,2. Si se utiliza el colorante de May-Grünwald-Giemsa se fija con metanol, se tiñe con el colorante May-Grünwald diluido en un volumen igual de agua tamponada durante 5 min y después se procede con el colorante de Giemsa como se ha referido (Guhl y Nicholls, 2008).

LA TINCIÓN DE FIELD

(Colorantes A y B de Field) sirve tanto para la gota gruesa como para el frotis. Debido a su rapidez y sencillez, es la preferida por los laboratorios de los hospitales tropicales que analizan gran número de muestras. Sin embargo, no siempre permite observar el punteado de Schüffner presente en *P. vivax* y *P. ovale*.

La tinción de la gota gruesa supone:

- Inmersión en el colorante A de Field durante 3-5 seg
- Lavado en agua durante 5 seg
- Inmersión en el colorante B de Field durante 3 seg
- Lavado con agua durante 5 seg.

Para los frotis, la técnica es:

- Fijar con metanol durante 1 min
- Teñir con mezcla de colorantes A y B durante 1 min
- Lavar con agua tamponada a pH 7,2.

EL MÉTODO DE LEISHMAN:

Incluye metanol por lo que sólo puede utilizarse para el frotis. Para realizarla se sigue lo siguiente:

- Teñir con el colorante de Leishman durante 2 min
- Añadir sobre el frotis el doble de volumen de agua tamponada y dejar teñir durante 5-7 min.
- Lavar en agua tamponada durante 2 min.

LA TINCIÓN CON NARANJA DE ACRIDINA

Fue descrita por Kawamoto se utiliza para el frotis, ya que precisa una fijación previa con metanol antes de teñir y observar en un microscopio de fluorescencia. La sensibilidad es del 77-96% y la especificidad del 81-98%.

EL SISTEMA DE QBC (Quantitative Buffy Coat System)

(Quantitative Buffy Coat System) se basa en la concentración por gradiente de densidad de los eritrocitos parasitados mediante la centrifugación de un capilar impregnado de heparina y naranja de acridina, al que se añade un flotador. Se necesita, por tanto, capilares y una centrífuga especial, así como un acoplador de microscopio y un sistema de epifluorescencia con lente especial, lo que encarece la técnica sin aportar mucho al frotis y gota gruesa (sensibilidad del 88-98% y especificidad del 58-90%). A veces es difícil el reconocimiento del parásito, no permite diferenciar las distintas especies y tiene el inconveniente de trabajar con sangre fresca (Henry, 2007).

LA CALIDAD DE LA COLORACIÓN Y EL MANEJO ADECUADO DE COLORANTES Y OTROS INSUMOS

A partir de una muestra tomada adecuadamente, la calidad de la coloración va a depender de:

- La calidad del colorante.
- Formulación de colorantes y soluciones.
- Estandarización de la coloración.

Cuando el pH del agua o solución amortiguadora no tiene el pH adecuado no es posible diferenciar las estructuras del parásito y es posible confundirse con artefactos como bacterias, células vegetales, entre otros, y aún con las células sanguíneas. Las soluciones A y B son estable por años, pero debe ser protegida de la luz, la humedad y de la contaminación. Por lo que se recomienda que estas soluciones sean embazadas en goteros ámbar, debidamente rotulados y tapado. La solución de trabajo para colorear debe ser preparada solamente antes de su uso, para evitar la formación de precipitado y su consecuente pérdida de potencia. El azul de metileno fosfatado debe filtrarse para su uso cada 8 días, y descartar el que se venía utilizando la semana anterior. La solución buffer o agua amortiguada debe contar con un pH de 7.2, para obtener buenos resultados tanto en la morfología celular como en la estabilidad de la coloración. Contar con protocolos estandarizados que incluyan los cuidados de la coloración, contribuirán a tener una muestra de buena calidad en donde no se vea afectada la sensibilidad y especificidad de la prueba ocasionado por errores técnicos (Henry, 2007).

MICROSCOPIA

Aspectos generales sobre el diagnóstico microscópico de la malaria:

El diagnóstico microscópico de la malaria puede realizarse a partir de dos tipos de muestras de sangre:

- La gota gruesa que consiste de varias capas de células
- El extendido fino que consiste de una sola capa de células.

El examen microscópico de la gota gruesa es considerado el estándar de oro para el diagnóstico de la malaria porque es más sensible para la detección de parásitos. Ambos tipos de muestras, gota gruesa y frotis, se pueden preparar en una misma lámina portaobjetos o en láminas individuales. Se recomienda prepararlas en una misma lámina portaobjetos y colorearlas simultáneamente utilizando la coloración de Giemsa. Idealmente toda la red de puestos de diagnóstico debería utilizar la preparación de gota gruesa y extendido fino en una sola lámina. Sin embargo, debido a dificultades técnicas y la necesidad de mayor tiempo de capacitación.

La identificación de los parásitos se basa en:

- Su apariencia, ya sea libres (gota gruesa) o intracelulares en el glóbulo rojo (extendido fino) y, más importante
- La coloración de sus componentes (citoplasma, cromatina, pigmento).

El extendido fino facilita la determinación de la especie de *Plasmodium*, ya que proporciona un componente adicional a lo que aporta la gota gruesa: las características del glóbulo rojo parasitado y el parásito en su interior que mantiene intactos los componentes de cada fase y características específicas.

Además de la identificación de los parásitos, la microscopía puede proporcionar información sobre su viabilidad y esto, sumado a la estimación de la parasitemia, es útil para evaluar la respuesta al tratamiento. Debido a la relativa sencillez de la microscopía, es posible capacitar personal comunitario para la toma de muestras, su almacenamiento y

transporte posterior, para su procesamiento y lectura por personal competente. La gota gruesa es de 20 a 30 veces más densa que el extendido fino y por lo tanto más sensible. El umbral teórico de detección de la gota gruesa es cuatro parásitos/ μ l de sangre (100 campos/objetivo de inmersión es equivalente aproximadamente a 0.25 μ l de sangre)

Adicionalmente al diagnóstico microscópico utilizando gota gruesa y extendido fino, se han desarrollado otras pruebas que apoyan el diagnóstico de la malaria ya sea aumentando la sensibilidad o aumentando la rapidez de la detección de los parásitos o de sus componentes (Henry, 2007).

GOTA GRUESA VS EXTENDIDO

A diferencia del extendido, la sangre en la gota gruesa no se fija, lo que permite la deshemoglobinización y por lo tanto la observación de los parásitos libres. En la gota gruesa se concentra entre 20 -30 veces el número de capas de glóbulos rojos y se considera unas 15 veces más sensible que el extendido, esto en virtud de la mayor cantidad de sangre por área examinada y porque estando los parásitos libres es posible visualizar más parásitos por área que en la misma muestra examinada por extendido. El umbral de detección de infección por gota gruesa ha sido estimado en cuatro – veinte parásitos/ μ L.

En el extendido, la sangre se fija con metanol, lo que permite observar al parásito dentro del eritrocito y de esta forma suministra información adicional para la identificación de la especie 1. Por lo tanto, el extendido en principio puede ser más específico que la gota gruesa y puede ser usado como complemento de la primera para aclarar el diagnóstico de especie al permitir observar las características del glóbulo rojo parasitado (por ejemplo para diferenciar infecciones por *P. vivax* de *P. falciparum* cuando solamente se observen formas de trofozoitos jóvenes.

Por tanto, es importante, que tanto en la solicitud del examen diagnóstico, como en el resultado, sea especificado el tipo de examen: gota gruesa o extendido de sangre periférica. Recordando que la gota gruesa debe ser siempre la primera alternativa, por su mayor sensibilidad¹. No especificar el tipo de examen puede llevar al médico a cometer un error.

Por ejemplo descartar malaria con base en un resultado de extendido en una situación en que el médico asuma equivocadamente que el exámen fue gota gruesa. Esto puede ocurrir especialmente en localidades no endémicas, donde no hay rutina de realizar la gota gruesa.

El diagnóstico de malaria se confirma con la identificación de la especie de *Plasmodium* presente en la sangre mediante examen microscópico de gota gruesa para hacer el recuento parasitario en la totalidad de las muestras positivas por *P. falciparum* e infecciones mixtas y en los casos de malaria complicada por *P. vivax*.

La toma de la muestra se debe realizar en el menor tiempo posible y en cualquier momento del día una vez el paciente inicia la presentación de síntomas (fiebre, escalofrío y sudoración). Para la toma de muestra, después de consignar la información clinico-epidemiológica del paciente, se marcan tres láminas, dos para gota gruesa y una para el extendido de sangre periférica. Se procede a tomar la muestra de sangre del dedo índice o dedo medio del paciente. Se limpia con alcohol y algodón, después se seca la zona con una torunda de algodón seco, se punciona con una lanceta estéril desechable en el borde lateral del dedo entre la yema y la uña, se limpia la primera gota de sangre con algodón seco, se presiona el dedo y se coloca la siguiente gota a 1 cm. de la identificación de la lámina (Sampedro, 2009).

Luego se realiza la gota gruesa utilizando el borde de otro portaobjeto (lámina extensora) y se extiende la sangre realizando el menor número de movimientos sobre la muestras para

evitar dañar la morfología del parásito formando un cuadrado homogéneo y de grosor adecuado (Henry, 2007).

Una vez la muestra de sangre está completamente seca, se realiza el proceso de precoloración con azul de metileno fosfatado, se enjuaga la muestra con solución amortiguadora y luego se realiza la coloración con alguno de los colorantes erivados de Romanowsky (Wright, Giemsa o Romanowsky modificado), y se prepara la solución de trabajo así: por cada lámina a colorear medir 3 ml. de solución amortiguadora, 1 gota de solución A y 1 gota de solución B, mezclar y colorear en lámina cóncava en posición invertida por un tiempo de 12 a 15 minutos según estandarización.

Cuando la muestra se seque completamente se procede a su observación en 100X buscando un campo ideal (10-20 leucocitos), luego se comienza a examinar la muestra en zig-zag teniendo en cuenta no repetir algún campo. Si la muestra es positiva, se debe observar el suficiente número de campos para diagnosticar la especie o especies presentes en la muestra y luego realizar el recuento parasitario en términos de número de parásitos/ul de sangre. Para diagnosticar una muestra como negativa, se deben observar como mínimo 200 campos microscópicos.

En los casos de malaria clínicamente complicada (pacientes con alteraciones de conciencia, convulsiones, síndrome de dificultad respiratoria, hipoglicemia, vómito incontrolable, anemia, trombocitopenia, etc.) o con parasitemias asexuales superiores a 50.000 parásitos/mm³, es imperativo realizar exámenes de laboratorio complementarios para evaluar la gravedad del caso: cuadro hemático, glicemia, pruebas de función renal (urea y creatinina) y hepática (bilirrubinas, fosfatasa alcalina y aminotransferasas). Los resultados de estos exámenes fundamentan el diagnóstico, el manejo clínico y el seguimiento (Henry, 2007).

PRUEBAS RÁPIDAS INMUNOCROMATOGRÁFICAS

Las pruebas de diagnóstico rápido (PDR) basadas en la detección de antígenos específicos de *Plasmodium spp*, han demostrado su utilidad y aplicabilidad en el trabajo de campo.

Las PDR detectan antígenos específicos (proteínas) producidos por el parásito, los cuales están presentes en la sangre de la persona infectada (infección actual o reciente). La muestra puede ser obtenida por pinchazo del dedo con lanceta o puede ser sangre venosa anticoagulada. Las PDR consisten en una detección inmunocromatográfica (reacción inmunológica detectada por cambio de color) de flujo lateral del antígeno, a través de la captura de anticuerpos marcados para producir una banda visible en una cinta de nitrocelulosa. El anticuerpo marcado primero se une al antígeno y luego el complejo antígeno-anticuerpo es capturado en la cinta por anticuerpos monoclonales adsorbidos en la misma, lo cual forma la banda visible. La cinta contiene un control que permite determinar la integridad del anticuerpo marcado. Algunas PDR pueden detectar solamente *P. falciparum*; otras pueden detectar una o más de las otras especies que infectan al humano (*P. vivax*, *P. malariae*, *P. ovale*).

Las PDR pueden alcanzar sensibilidad superior al 95% en pacientes con densidades moderadas y altas; apoyan el diagnóstico de la malaria proporcionando evidencia de la presencia de parásitos en la sangre en situaciones donde el diagnóstico microscópico de buena calidad no está disponible o cuando un diagnóstico rápido permite iniciar un tratamiento diferenciado del paciente, ante la presencia de zonas donde circulen más de una especie de *Plasmodium*.

Podrían ser utilizados en áreas remotas o de difícil acceso donde los métodos tradicionales de detección no son los más adecuados o en situaciones como las descritas a continuación:

Brote de febriles: Cuando existe un brote de individuos con fiebre en una zona con riesgo de malaria, se debe investigar malaria como la causa de la fiebre.

Las PDR se convierten en un instrumento ideal para la identificación rápida de la etiología malárica de la fiebre y contención del brote con medidas dirigidas a los individuos y al ambiente. Se recomienda utilizar una PDR que detecte tanto *P. falciparum* como *P. vivax*.

En esta situación las PDR se utilizan en una búsqueda activa de casos febriles casa a casa con toma de muestra (PDR y gota gruesa / extendido fino) a todos los individuos febriles.

En los casos PDR positiva, se debe obtener muestra de todos los individuos que habitan en esta casa con y sin fiebre (Guhl y Nicholls, 2008).

Evaluación de las intervenciones de prevención y control: Las PDR pueden ser un instrumento útil cuando se desea evaluar el impacto de las intervenciones de prevención y control en localidades priorizadas en base a la intensidad de la transmisión (porcentaje acumulado de casos, IPA promedio ponderado de los últimos tres años, casos de malaria por *P. falciparum*) e intervenidas. En esta situación las PDR apoyan la detección de malaria en individuos febriles y en una muestra de individuos no febriles. Se recomienda utilizar una PDR que detecte tanto *P. falciparum* como *P. vivax*. Se realiza una búsqueda activa casa a casa con toma de muestra (PDR y gota gruesa / extendido fino) a todos los individuos febriles y cada cinco - diez casas a todos los individuos residentes, con y sin fiebre. En los casos PDR positiva, se debe obtener muestra de todos los individuos que habitan en esta casa con y sin fiebre.

La mayoría de las PRD disponibles solamente detectan *P. falciparum*, pero hay ya varios productos que diferencian infecciones por *P. falciparum* de infecciones por alguna de las otras tres especies. La proteína rica en histidina 2 (HRP2) es el antígeno usado por mayor cantidad de las alternativas disponibles y es una proteína específica para *P. falciparum*.

Algunas pruebas incluyen además, la detección de la enzima aldolasa específica del género, lo que permite, junto con los monoclonales para la HRP2, diferenciar entre infecciones por *P. falciparum* de infecciones por alguna de las otras especies. El otro grupo grande de pruebas rápidas se basan en la detección de la enzima Deshidrogenada Láctica del parásito (pLDH). Hay anticuerpos monoclonales para detección de pLDH de *Plasmodium spp* (pan-malaria) o específicos para *P. falciparum* y para *P. vivax*. También hay productos que combinan HRP2 y pLDH pan-malaria, lo que permite diferenciar *P. falciparum* de otras especie (Guhl y Nicholls, 2008).

DIAGNÓSTICO MOLECULAR

Son pruebas como las basadas en la detección de ácido desoxirribonucleico (ADN) como la técnica de reacción en cadena de la polimerasa (PCR) o sondas de hibridización de ADN marcadas con radionucleótidos o enzimas, solamente pueden ser utilizadas en laboratorios de referencia y laboratorios de investigación debido a sus requerimientos técnicos.

Se utiliza una técnica de PCR múltiple que permite la detección del DNA genómico de las cuatro especies parasitarias. La amplificación por PCR permite incluso la detección de 3-4 parásitos/ μ l (parasitemias de 0,0005 a 0,0015%), así como la determinación de infecciones mixtas. Al ser una técnica potencialmente cuantitativa, permite controlar la eficacia del tratamiento, prediciendo las resistencias a los antipalúdicos. Podría ser la técnica de referencia por su altísima sensibilidad y especificidad pero, aparte de no estar comercializada, no está al alcance de todos los laboratorios y no se adapta al diagnóstico de urgencia individualizado. Por el momento, hay que reservar esta técnica para validar los resultados de la microscopía o de la detección antigénica.

Reacción en cadena de la polimerasa (PCR).

Esta técnica consiste en la detección de ADN de *Plasmodium* amplificado a niveles detectables a partir de cantidades pequeñas presentes en muestras de sangre de pacientes sospechosos de malaria o con malaria confirmada microscópicamente. La técnica se puede realizar a partir de sangre total anticoagulada, muestra de sangre en papel filtro o láminas coloreadas. El ADN amplificado o producto de PCR puede observarse en la electroforesis de un gel de agarosa donde los productos se colorean con bromuro de etidio y pueden compararse con el tamaño de los fragmentos de un marcador de peso molecular estándar.

- **Detección de infecciones subclínicas:** En vista de la mayor sensibilidad de PCR en comparación con la gota gruesa, esta prueba es ideal para la detección de casos subclínicos con parasitemia baja no detectable por microscopía. En esta situación se utilizan marcadores moleculares que amplifiquen genes conservados, por ejemplo la sub-unidad ribosomal 18 (18Sr RNA) tanto para *P. vivax* como *P. falciparum*.
- **Caracterización de la diversidad genética (polimorfismos) de *Plasmodium*:** Utilizando PCR para amplificar genes polimórficos (variables) de *Plasmodium spp.*, es posible tipificar los parásitos y distinguirlos utilizando los productos amplificados como marcadores de la diversidad genética. Para *P. vivax* se cuentan, entre otros, con marcadores de los genes de la Proteína 1 de la Superficie del Merozoítos (MSP1), de la Proteína del Circumsporozoito (CSP) y la Proteína del Gametocito (GAM1). Para *P. falciparum* se cuenta, entre otros, con marcadores del Bloque 2 de MSP1 que presenta tres variantes conocidas como MAD20, K1 y RO33.
- Identificación de genes asociados a la resistencia de *P. falciparum* a la cloroquina. (Henry, 2007).

SERODIAGNÓSTICO

Los métodos inmunoserológicos que evalúan la inmunidad humoral y celular del huésped. La metodología es suficientemente sensible y específica para detectar las infecciones

cuando la parasitemia es baja, además de ayudar a diferenciar infecciones pasadas de la actual. Entre las técnicas que se encuentran para el inmunodiagnóstico de malaria tenemos: inmunofluorescencia indirecta (IFI), ELISA, pruebas inmunocromatográficas (Dipstick), hemaglutinación, radioinmunoensayo, etc. La prueba de ELISA no es de mucha utilidad en el diagnóstico clínico de un paciente, su mayor aplicación es en estudios epidemiológicos.

El método es el inmunodiagnóstico o serodiagnóstico que incluye una variedad de pruebas serológicas entre cuyos principales usos podemos señalar el tamizaje de donadores de sangre, evaluación de tendencias epidemiológicas en áreas endémicas, y evaluación del impacto de los métodos de control del vector en la incidencia de la malaria

La detección de anticuerpos anti-*P. falciparum* en el suero de los pacientes tiene una baja sensibilidad para el diagnóstico de malaria. Se utiliza en determinados casos en los que la microscopía es negativa por la toma de medicación, o en los bancos de sangre. La técnica habitual es una inmunofluorescencia (Falciparum-spot IF, bioMérieux). Más recientemente se ha introducido un enzimoimmunoensayo (Henry, 2007).

Método de Cruces o semi-cuantitativo

Sistema simple, usado rutinariamente que permite determinar el número de parásitos presentes por microlitro de sangre mediante la suma del total de parásitos observados en 100 campos microscópicos de inmersión, en una muestra de gota gruesa bien preparada y corresponden aproximadamente a 0,2 μ l de sangre.

Tabla No 1 Método de Cruces o semi-cuantitativo

Interpretación por cruces	Cantidad de parásitos observados
1 – 39	1-39 parásitos en 100 campos
½ +	40-60 parásitos en 100 campos
+	60 – 100 parásitos en 100 campos (1 parásito/campo)
++	2-20 parásitos por cada campo
+++	21-200 parásitos por cada campo
++++	Más de 200 (incontables) por cada campo

Fuente: Ministerio de Salud Pública Ecuador.

Método Cuantitativo (Gota Gruesa)

Método práctico, razonable y de precisión aceptable. El número de parásitos por microlitro de sangre se mide comparando el número de parásitos con el número de leucocitos en la gota gruesa en base a un recuento medio estimado en cerca de 6.000 leucocitos por microlitro de sangre.

Para poner en práctica este método se necesitan dos contadores: uno para contar los parásitos y otro para los leucocitos.

Se cuentan leucocitos y parásitos simultáneamente:

- Si después de contar 200 leucocitos, 10 ó más parásitos han sido identificados y contados, anotar los resultados en los formatos de registro en términos de número de parásitos por 200 leucocitos.
- Si después de contar 200 leucocitos, menos de 10 parásitos han sido identificados y contados, continuar el recuento de leucocitos hasta llegar a 500, para luego anotar los resultados en los formatos de registro en términos de número de parásitos por 500 leucocitos.
- En caso de parasitemia alta, realizar el recuento en función del número de parásitos, registrando su recuento hasta 500 y reemplazar su valor en la fórmula con la cantidad de leucocitos encontrados (Henry, 2007).

Método Cuantitativo (frotis):

Se localiza una porción en la cola del frotis en que los campos sean uniformes y se cuenta el número de glóbulos rojos en un campo. Luego se cuentan simultáneamente glóbulos rojos parasitados y campos hasta llegar a un número de campos equivalentes a 10.000 glóbulos rojos. Los glóbulos rojos infectados por más de un parásito se cuentan como uno. Por ejemplo, si el área escogida contiene 280 glóbulos rojos por campo, se deben contar los parásitos presentes en 36 campos. Si el conteo arroja un resultado de 40 parásitos en 10.000 glóbulos rojos, la parasitemia se informa como 0.4%. Una parasitemia de 1% es una densidad parasitaria elevada y de $\geq 5\%$ es hiperparasitemia que puede poner en peligro la vida del paciente.

Método cualitativo (pruebas de diagnóstico rápido)

El método cualitativo está determinado por un positivo o un negativo, mas no determina cantidades ni densidades. Las pruebas de diagnóstico rápido se encuentran en este grupo debido a que no permiten conocer la cantidad de parásitos por cada micro litro de sangre.

Dado que el resultado que arrojan estas pruebas se basan en un principio cada prueba, en la tirilla reactiva se encuentran anticuerpos monoclonales que van a ponerse en contacto con los antígenos presentes en la sangre y de esta manera van a dar una reacción colorimétrica indicando el resultado ya sea este positivo o negativo (Henry, 2007).

2.5 HIPÓTESIS

“Los factores de riesgo pre-analíticos tienen relación con la determinación de *Plasmodium spp* en los pacientes que acuden al laboratorio del centro de salud Loreto área # 3 de la provincia de Orellana”.

2.5 SEÑALAMIENTO DE LAS VARIABLES

2.5.1 VARIABLE INDEPENDIENTE: Factores De Riesgo Pre-Analíticos

2.5.2 VARIABLE DEPENDIENTE: Determinación de *Plasmodium Spp*.

CAPÍTULO III

METODOLOGÍA

3.1 MODALIDAD BÁSICA DE LA INVESTIGACIÓN

El diagnóstico clínico presuntivo, se confirmó mediante las pruebas complementarias de tinción, observando y registrando en la lista de cotejo. Teniendo esta premisa como válida.

Esta investigación tuvo una modalidad de campo, laboratorio, bibliográfica, descriptiva y aplicada.

CAMPO, porque la investigación se realizó en el Centro de Salud Loreto área #3 de la provincia de Orellana

LABORATORIO, porque mediante los conocimientos prácticos adquiridos en la especialidad de Laboratorio Clínico se realizó los exámenes para la determinación de *Plasmodium spp* y durante este proceso se buscaron los posibles factores de riesgo que alteren su diagnóstico con la ayuda de la encuesta y lista de cotejo.

BIBLIOGRAFICA, ya que se manejó una investigación bibliográfica porque se recolecto la información necesaria para poder desarrollar el marco teórico, por medio de libros, publicaciones científicas e internet para obtener un juicio aceptable sobre las pruebas que se realizó dentro del laboratorio para la determinación de *Plasmodium spp* de esta manera se conoció sobre el control de calidad que se llevó durante el procesamiento de las muestras en las diferentes fases del análisis pero centrándonos más en los que es la fase pre-analítica puesto que es el motivo de la investigación.

3.2 NIVEL O TIPO DE INVESTIGACIÓN

Esta investigación es de asociación de variables ya que nos permitió medir el grado de relación que existe, además nos ayudó a ver la variación de la una variable en función de la otra. El nivel de investigación es Deductiva porque va de lo general a lo particular debido a que como primer paso se obtuvo las muestras respectivas, también tiene un nivel explicativo ya que mediante la experimentación pudimos comprobar la hipótesis planteada, permitiéndonos así aportar en el desarrollo del conocimiento.

3.3 POBLACIÓN Y MUESTRA:

La población y muestra de estudio para llevar a cabo la investigación fué el universo de personas que se acuden al laboratorio clínico del Centro de Salud Loreto área #3 con los signos y síntomas que puedan dar indicios de algún tipo de enfermedad tropical.

La población fue de 100 observaciones que luego de revisar los criterios de inclusión y exclusión se realizó 60 observaciones del proceso de análisis para el de estudio de *Plasmodium spp*. Se realizó la encuesta a 8 profesionales del centro de salud Loreto área # 3 de la provincia de Orellana y luego se aplicó la lista de cotejo.

Criterios de Inclusión

- Confirmación diagnóstica en cada paciente de presentar *Plasmodium spp*
- Aceptación por parte del personal de la inclusión del Laboratorista para formar parte de la investigación
- Aceptación por parte del paciente a formar parte de la investigación, previa información acerca de los riesgos de la misma y el método y tiempo requeridos.

Criterios de Exclusión

- Limitaciones mentales que impidan correcto seguimiento del plan de toma de muestra.
- Negativa del paciente a la realización de exámenes y seguimiento por parte del personal médico de la institución.

3.4 OPERACIONALIZACIÓN DE VARIABLES:

3.4.1 VARIABLE DEPENDIENTE: Determinación de *Plasmodium spp*

Tabla No 2 Variable Dependiente

CONTEXTUALIZACION	CATEGORIAS	INDICADORES	ITEMS BÁSICOS	TÉCNICA	INSTRUMENTO
Son las diferentes pruebas que llevan a un diagnostico eficaz, las más usadas son la de visión directa, pruebas rápidas.	<ul style="list-style-type: none"> • Observación del parásito. • Detección de antígenos. 	<ul style="list-style-type: none"> • Frotis • Gota gruesa • Detección de pLDH • Detección de HRP-2 	<p>¿Cómo se realiza la detección del <i>Plasmodium spp</i> en el frotis y en la gota gruesa?</p> <p>¿Cómo es la técnica de inmunocromatografía para la detección de <i>Plasmodium spp</i>?</p>	<p>Observación</p> <p>Observación</p>	<p>Cuadernos de notas</p> <p>Registros de laboratorio.</p>

Elaborado por: La investigadora

3.4.2 VARIABLE INDEPENDIENTE: Factores De Riesgo Pre-analíticos

Tabla No 3 Variable Independiente

CONTEXTUALIZACION	CATEGORIAS	INDICADORES	ITEMS BÁSICOS	TÉCNICA	INSTRUMENTO
<p>Son acontecimientos que suceden antes de que una muestra sea analizada, y puedan interferir en el resultado final y reporte.</p>	<ul style="list-style-type: none"> Factores de riesgo pre-analíticos 	<ul style="list-style-type: none"> Mala recolección de la muestra Errores en la rotulación de muestras. Falta de experiencia del personal del laboratorio en la observación microscópica Falsos positivos Falsos negativos 	<p>¿Cuáles son los factores de riesgo pre-analíticos para que existan resultados erróneos en la determinación de <i>Plasmodium spp</i>?</p> <p>¿Por qué un resultado puede ser un falso positivo o un falso negativo?</p>	<p>Observación</p>	<p>Hoja de registro</p>
	<ul style="list-style-type: none"> Interferir en resultados 				<p>Observación</p>

Elaborado por: La investigadora

3.5 PLAN DE RECOLECCIÓN DE INFORMACIÓN

La información recopilada fue obtenida mediante los procedimientos prácticos, es decir realizando las pruebas de laboratorio para determinar si las personas de la comunidad presentan *Plasmodium spp*, los mismos que son graficados, tomando en cuenta que el posterior análisis se lo realizó en base a los resultados obtenidos y poder verificar la hipótesis pudiendo establecer conclusiones y recomendaciones.

Los resultados obtenidos mediante técnicas de laboratorio se van a introducir en una base de datos creada en Excel y a partir de ella se obtendrán estadísticas descriptivas (frecuencias y porcentajes) que permitirán realizar el análisis

3.5.1 INFORMACIÓN DE LABORATORIO

La determinación de la Fase pre-analítica y su relación con la determinación de *plasmodium spp* se basó en:

PROTOCOLO DE TRABAJO.

RECOLECCION DE MUESTRAS Y PREPARACIÓN

El diagnóstico definitivo del agente causal de la Malaria es decir de *Plasmodium spp* se hace únicamente mediante la visualización del parásito en muestras de sangre, la detección de antígenos parasitarios mediante pruebas rápidas y el serodiagnóstico.

Técnicas parasitológicas para la demostración directa de la presencia del parásito

- Gota fresca.
- Gota gruesa-frotis.
- Concentración de Strout.
- Microconcentración.

- Hemocultivo.
- Xenodiagnóstico.
- PCR.
- Biopsia

INDICACIONES DE LA TOMA DE MUESTRA PARA MALARIA

Se debe realizar el diagnóstico de Malaria en los siguientes casos:

- A todo paciente febril sospechoso por demanda de atención, búsqueda activa procedente de zona endémica para Malaria o que haya recibido recientemente una transfusión sanguínea.
- A todo paciente remitido para confirmación del diagnóstico.
- A todo paciente con recaída o recrudescencia.
- En zona endémica a toda mujer embarazada con control prenatal trimestral, ha todo menor de 5 años con enfermedad diarreica aguda, infección respiratoria aguda o anemia grave y a todo recién nacido de madre con Malaria.
- Se realiza examen de gota gruesa a todo paciente con fuerte evidencia epidemiológica de padecer Malaria y con una gota gruesa negativa inicial o en los casos de pacientes que se han auto medicado antes del diagnóstico (Henry, 2007).

RECOMENDACIONES PARA LA TOMA DE LA MUESTRA

- La toma de muestras debe hacerse siguiendo las normas generales de asepsia, antisepsia y bioseguridad.
- El momento de toma de la muestra de sangre es independiente de la presencia del pico febril en el paciente. Sin embargo, es recomendable tomar la muestra o repetirla durante o unas horas después de la fiebre.
- Las láminas de vidrio a emplear deben estar meticulosamente limpias con agua y jabón, así como desengrasadas con alcohol.

- En los casos de pacientes de la Costa Pacífica o procedentes de esta región es conveniente elaborar, además de la gota gruesa, el extendido de sangre periférica para descartar una infección por *P. malariae*.
- La solución colorante de trabajo será siempre preparada en el momento antes de su uso, a diferencia de las soluciones madre, las cuales pueden almacenarse durante mucho tiempo (Henry, 2007).

COLORACIÓN DE LAS PLACAS PARA LA DETERMINACIÓN DE *Plasmodium spp*

El diagnóstico de malaria se da en base al hallazgo de los parásitos en la sangre. La identificación de las especies puede hacerse observando el tamaño y la forma de los diferentes estadios del parásito y otras características de la célula hospedera. Para poder percibir diferencias en las células observadas es que se usan los diferentes métodos de tinción para diagnóstico.

Hay varias tinciones que se aplican para el diagnóstico del paludismo, desde las convencionales de Giemsa, Field y Leishman, hasta las fluorescentes con naranja de acridina o el sistema QBC.

La tinción más usada para el diagnóstico de malaria es la tinción Giemsa, la cual fue desarrollada muchos años atrás. En 1879 Ehrlich propone el uso de dos tintes neutrales para la diferenciación de células en los frotis de sangre periférica. En 1891 Romanowsky y Malakowsky desarrollan por separado un método en el cual usan Eosina y Azul de metileno “madurado” el cual ayudaba a mostrar el núcleo de los parásitos de la malaria. El término “maduración” se refiere a una serie de reacciones de oxidación, por las cuales algunas mezclas de tintes pueden ser inestables tendiendo a formar precipitados rápidamente.

Así, a inicios de 1900 se empezó a usar el metanol como un solvente para el tinte precipitado, desarrollándose una técnica que utiliza las propiedades fijadoras de la solución metanólica previa a la tinción con la dilución acuosa de los tintes. En 1902 Giemsa mejoró estas técnicas usando métodos más controlados de oxidación de los colorantes al medir las concentraciones adecuadas y al agregar glicerol al metanol para incrementar la solubilidad y estabilidad de los tintes.

En la actualidad los tintes están disponibles comercialmente como polvos o soluciones stock. Para almacén, la presentación en polvo es más estable. Respecto a las soluciones stock en un solvente de metanol/glicerol es más estable que otras que solo usan el metanol. Diferentes marcas y presentaciones pueden producir variaciones en las tinciones, por lo que debe de medirse la calidad de tinción continuamente. Sin embargo hay puntos importantes para juzgar la calidad de la técnica de una buena tinción: Deshemoglobinización – Tonalidad – Precipitado (Henry, 2007).

Deshemoglobinización: Este proceso tiende a disminuir la cantidad de sangre existente en la gota gruesa que va permitir visualizar mejor a los parásitos. El fondo de la muestra debe apreciarse libre de glóbulos rojos, a diferencia del frotis que no experimenta éste proceso debido a que previamente se fija con una solución metanólica.

Tonalidad: Se trata del punto más importante para juzgar la calidad de una tinción. Una muestra debe presentar una coloración óptima y nítida de los elementos de la sangre y de los parásitos.

Coloración del parásito:

Presenta un núcleo rojo y su citoplasma debe ser azul-cielo. El pigmento por poseer coloración propia no necesita de tinción y se presentan como granulaciones que varían del color amarillo al café oscuro. Las granulaciones del glóbulo rojo toman un color rosado.

Coloración de leucocitos:

En láminas negativas se debe de evaluar la coloración de los leucocitos los cuales deben presentar núcleo lila intenso, citoplasma según el tipo de célula.

Precipitado: En una buena coloración no debe existir precipitado. La presencia de precipitados puede confundirse con parásitos, para ello, la solución madre debe de filtrarse por lo menos una vez por semana (Henry, 2007).

OBJETIVO DE LA COLORACIÓN:

Los parásitos se identifican por su forma y por la coloración diferencial de sus componentes, es decir, citoplasma, cromatina y pigmento, y se deben distinguir de los componentes celulares de la sangre, de otros microorganismos sanguíneos y de microorganismos o artefactos que puedan estar presentes en la lámina o en el colorante. En vista de que los diferentes estadios sanguíneos de *Plasmodium* (trofozoíto joven o anillo, trofozoíto en crecimiento, trofozoíto maduro, esquizonte inmaduro, esquizonte maduro, gametocitos inmaduros, gametocitos maduros) tienen múltiples y variadas formas, la coloración diferencial es determinante para una correcta identificación (Henry, 2007).

3.5.2 PLAN DE PROCESAMIENTO DE LA INFORMACIÓN

Los datos de las muestras recolectadas de las personas se hicieron en el laboratorio y las encuestas y lista de cotejo se realizaron a los 8 profesionales se verifico en su totalidad y contenido.

Revisión crítica de la información recogida; es decir limpieza de información defectuosa: contradictoria, incompleta, no pertinente, etc.

Una vez que se codificó los resultados de las pruebas realizadas, se guardara en una base de datos cerrados en el programa Excel, donde se tabulara y representados en diagramas, gráficos con sus respectivos porcentajes.

Para la explicación de los resultados se utilizara estadísticas descriptivas (%) y prueba de significación clínica

CAPÍTULO IV

ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS

La finalidad del análisis fue obtener información para determinar la relación entre la Fase pre analítica del procesamiento y su relación con la determinación de *plasmodium spp*

Los pasos que se siguieron en el procesamiento y análisis de las muestras recogidas se transformaron siguiendo una revisión crítica; es decir toma inadecuada de la muestra , defectuosa e incompleta, en cuanto al diagnóstico del laboratorio se pudo obtener una idea aproximada de que *Plasmodium spp* se encontraron positivos en la población sugiriendo presencia de Malaria.

La presentación de los datos fue escrita y explicada en gráficas mediante el EXCEL de Microsoft Office 2013.

4.1 ANÁLISIS DE LA FICHA DE OBSERVACION

Equipo de protección personal

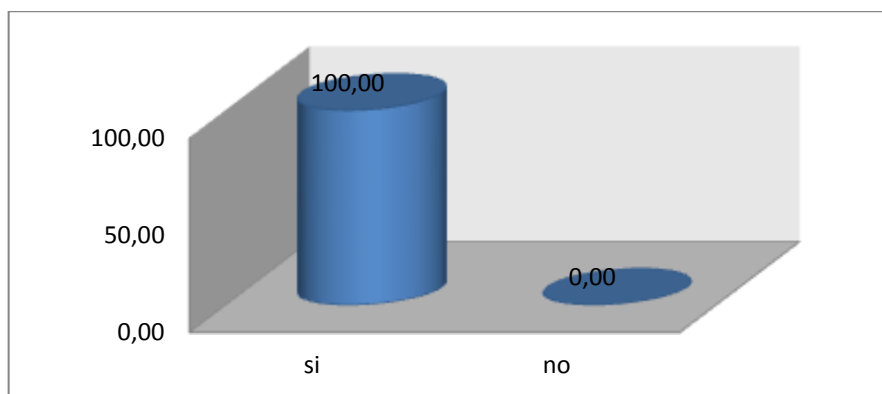
Tabla N° 4 Protección personal

Equipo de Protección personal		
DATOS	f	%
Si	60	100,00
No	0	0,00
TOTAL	60	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 5 Protección personal



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

En lo que respecta a la protección personal de la observación que se realizó a los profesionales en 60 ocasiones es decir el 100% de las veces utilizan toda la protección personal necesaria para realizar los análisis. Por lo cual en este aspecto no existe ninguna observación adicional que mencionar si al contrario se debe promulgar que se mantenga el uso de los equipos de protección personal para evitar posibles contagios o contaminaciones por la acción misma del desarrollo de los análisis.

Análisis bajo pedido médico.

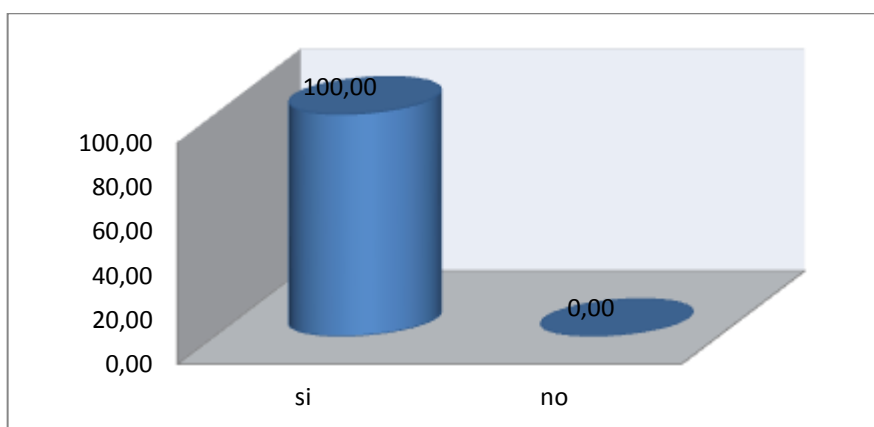
Tabla N° 5 Pedido Médico

PEDIDO MEDICO		
DATOS	f	%
Si	60	100,00
No	0	0,00
TOTAL	60	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 6 Pedido Médico



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

Durante la observación en 60 ocasiones se realizan los análisis de acuerdo y con respaldo del pedido de un médico. Por lo tanto el 100% de los análisis se trabaja bajo este parámetro, esto conlleva a tener un respaldo del trabajo realizado

Realización de la anamnesis al paciente

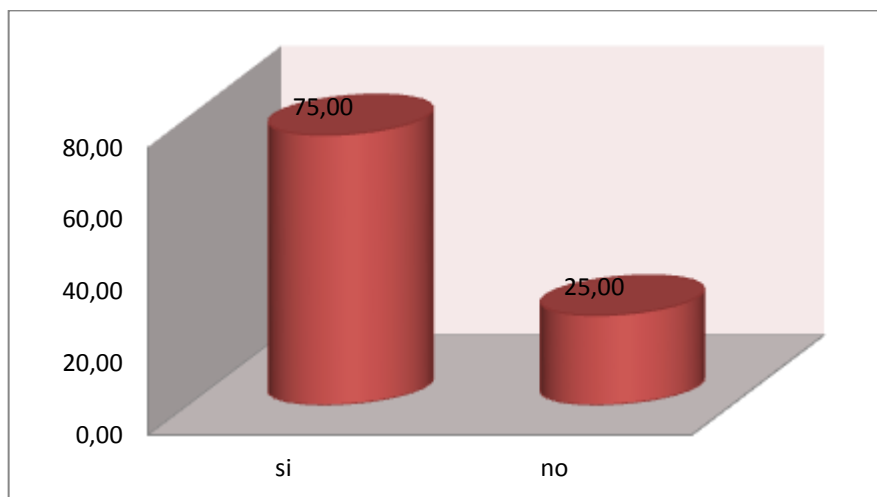
Tabla N° 6 Análisis de anamnesis al paciente

REALIZACION DE ANAMNESIS		
DATOS	f	%
Si	45	75,00
No	15	25,00
TOTAL	60	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 7 Análisis de anamnesis al paciente



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

En las observaciones realizadas 45 de las ocasiones se realizó una anamnesis al paciente lo que significa que el 75% de las veces si realizó la anamnesis a los pacientes y en 15 ocasiones no la realizaron. Lo que significa que el 25% de los pacientes no cumple con este requisito indispensable para la realización de los análisis y se rigen solo a los pedidos del médico.

Materiales adecuados para la toma de muestra

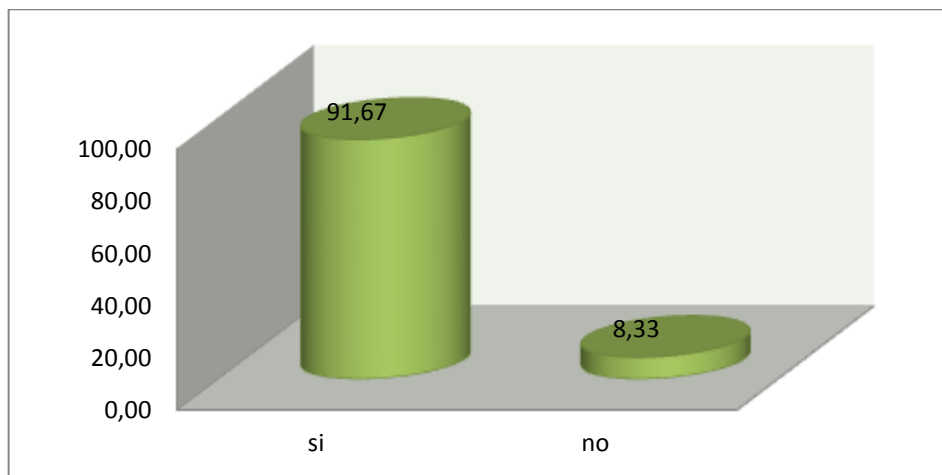
Tabla N° 7 Materiales Adecuados

MATERIALES ADECUADOS		
DATOS	f	%
si	55	91,67
no	5	8,33
TOTAL	60	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 8 Materiales Adecuados



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

De acuerdo a los datos obtenidos en la ficha de observación 55 veces si utilizan materiales adecuados para el desarrollo de los análisis requeridos lo que significa que el 91.67% de las ocasiones si se cumple con este requerimiento, y 5 veces no se trabaja con materiales adecuados. Lo que significa que el 8.33% se trabaja con materiales que no son adecuados y se presenta un riesgo de fallo en la lectura de análisis de los pacientes.

Muestra en estado febril

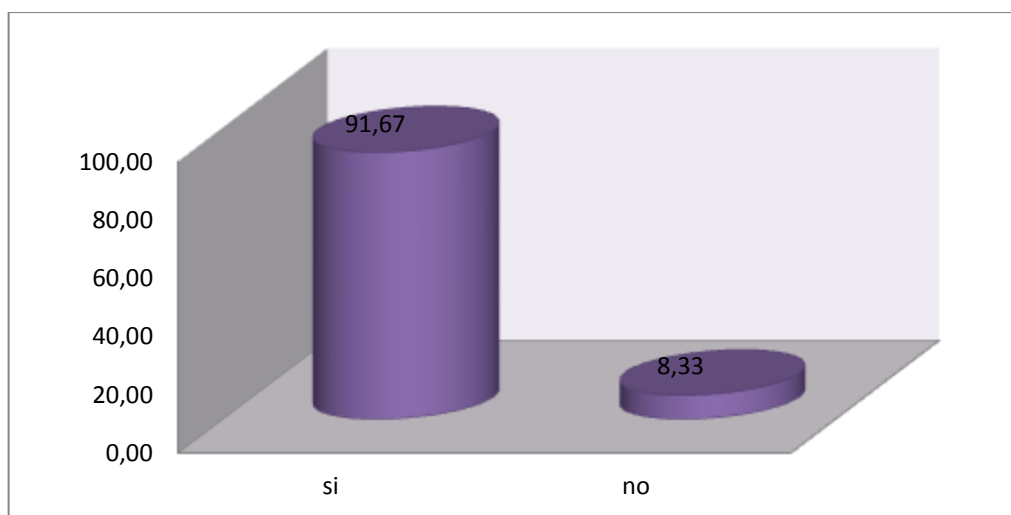
Tabla N° 8 Paciente en estado febril

PACIENTE CON FIEBRE		
DATOS	f	%
Si	55	91,67
No	5	8,33
TOTAL	60	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 9 Paciente en estado febril



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

Se aprecia que en 55 casos se realizaron los análisis a pacientes que tenían procesos febriles lo que es necesario para el desarrollo del análisis representa el 91.67% del total, en cambio 5 de las 60 ocasiones observadas se realizaron los análisis a personas que no presentaban procesos febriles. Lo que significa un 8.33% del total observado lo que conlleva un riesgo para el resultado del análisis.

Sangre capilar

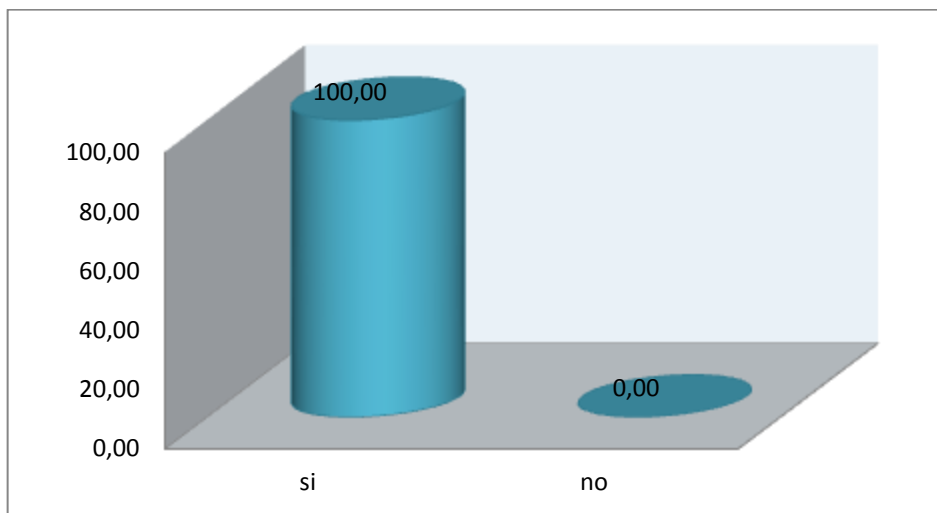
Tabla N° 9 Muestra de capilar

MUESTRA DE CAPILAR		
DATOS	f	%
si	60	100,00
no	0	0,00
TOTAL	60	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 10 Muestra de capilar



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

De las 60 ocasiones observadas el 100% se realizó la recolección de la muestra de la manera adecuada. Es decir siguiendo los protocolos de trabajo y la técnica correspondiente para este tipo de análisis.

Más de una Placa para el análisis

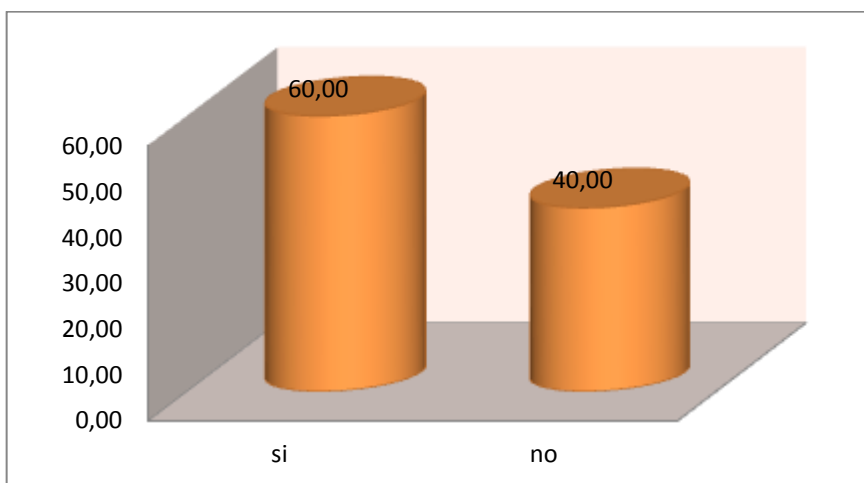
Tabla N° 10 Más de una placa por análisis

MAS DE UNA PLACA		
DATOS	F	%
si	36	60,00
no	24	40,00
TOTAL	60	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 11 Más de una placa por análisis



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

De las observaciones realizadas encontramos que 36 ocasiones si utilizan más de una placa para realizar el análisis requerido lo que representa el 60% del total y 24 no utilizan más de una placa para realizar el análisis. Lo que representa un 40% del total de observaciones hechas.

Extendido fino

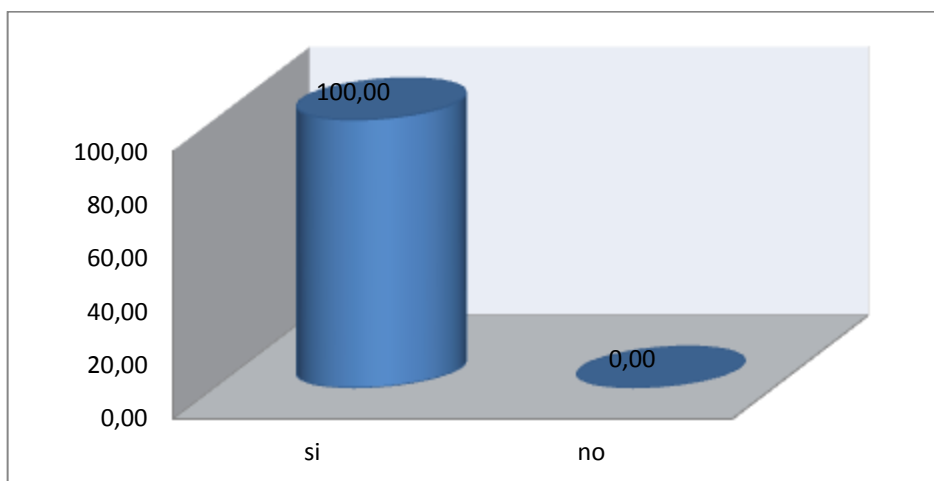
Tabla N° 11 Extendido Fino y gota gruesa

EXTENDIDO FINO		
DATOS	f	%
Si	60	100,00
No	0	0,00
TOTAL	60	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 12 Extendido Fino y gota gruesa



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

En las 60 observaciones se realiza la técnica de extendido fino y gota gruesa para realizar los análisis respectivos solicitados por el médico. Es decir que el 100% de los laboratoristas realizan esta técnica.

Identificación clara de muestras

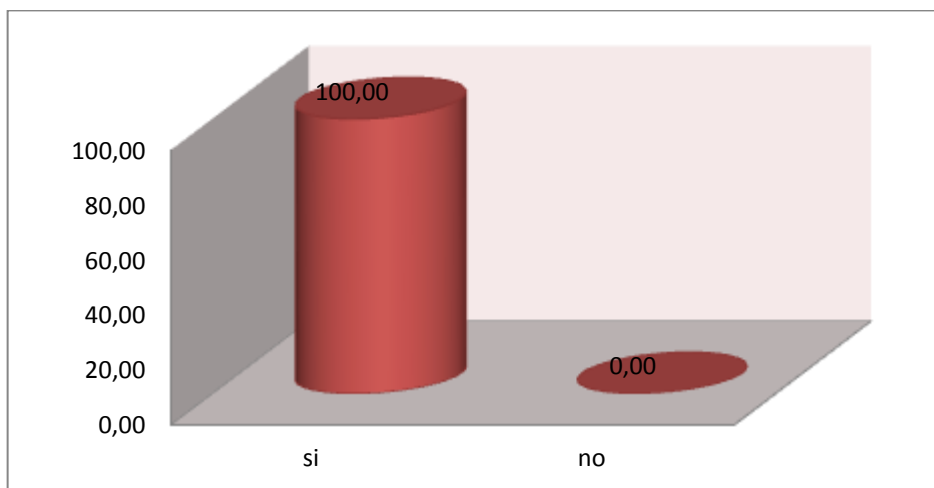
Tabla N° 12 Identificación clara de muestras

IDENTIFICACION DE MUESTRAS		
DATOS	f	%
Si	60	100,00
No	0	0,00
TOTAL	60	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 13 Identificación clara de muestras



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

El 100% de los profesionales observados si identificaron de una forma clara las muestras de los exámenes realizados a los pacientes. Es decir que en las 60 ocasiones si están desempeñando de manera correcta el trabajo.

Control de tiempo

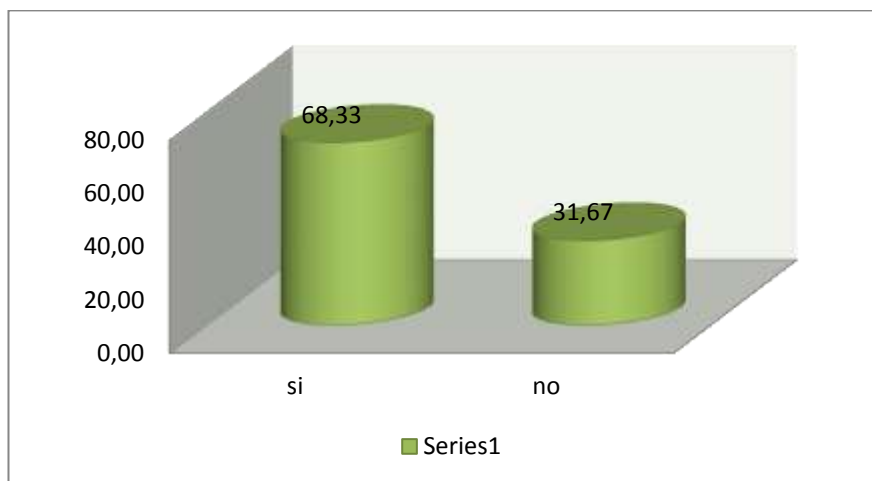
Tabla N° 13 Control de tiempo

CONTROL DE TIEMPOS		
DATOS	f	%
Si	41	68,33
No	19	31,67
TOTAL	60	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 14 Control de tiempo



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

Dentro de las 60 observaciones que se realizó en 41 ocasiones los profesionales llevan un control del tiempo para la realización de los exámenes lo que representa el 68.33% del total, en cambio en 19 ocasiones no llevan un control del tiempo. Lo que representa un 31.67%, estos resultados demuestran que aunque la mayoría lleva un control del tiempo para la realización del análisis, pero existen personas que no llevan ese control y se pueden producir errores al momento de realizar las lecturas respectivas.

Buen estado de los colorantes

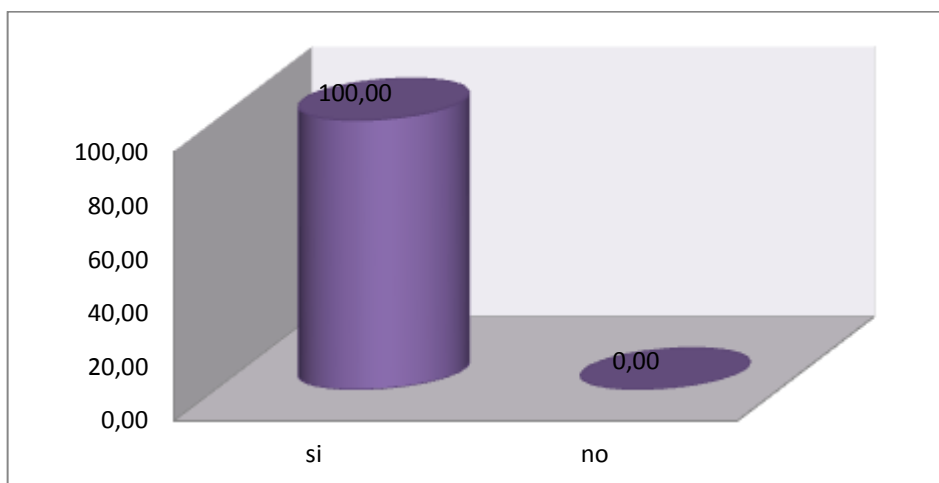
Tabla N° 14 Buen estado de los colorantes

BUEN ESTADO DE LOS COLORANTES		
DATOS	f	%
Si	60	100,00
No	0	0,00
TOTAL	60	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 15 Buen estado de los colorantes



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

La totalidad de las observaciones a los profesionales 60 trabaja con los colorantes en buenas condiciones lo que ayuda a la veracidad de los resultados obtenidos una vez realizados los análisis. Lo que quiere decir que el 100% controla este parámetro para beneficio de sus pacientes.

Obtención de muestra adecuada

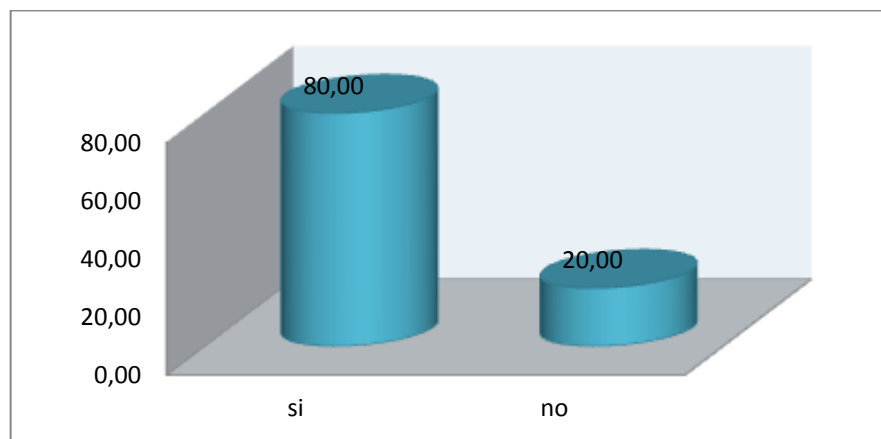
Tabla N° 15 Muestra Adecuada

MUESTRA ADECUADA		
DATOS	f	%
Si	48	80,00
No	12	20,00
TOTAL	60	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 16 Muestra Adecuada



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

En 48 ocasiones los profesionales si obtienen una muestra adecuada para el análisis de la muestras lo que representa el 80% y en 12 no obtienen muestras adecuadas para poder realizar los análisis es decir el 20% no trabaja con muestras adecuadas para el análisis de resultados. Esto nos indica una falta de ética profesional por parte de los laboratoristas que no trabajan con muestras adecuadas y eso incide en que los resultados obtenidos no tengan la veracidad requerida.

2.5 ANALISIS DE LA ENCUESTA A PROFESIONALES

Pacientes atendidos bajo pedido médico

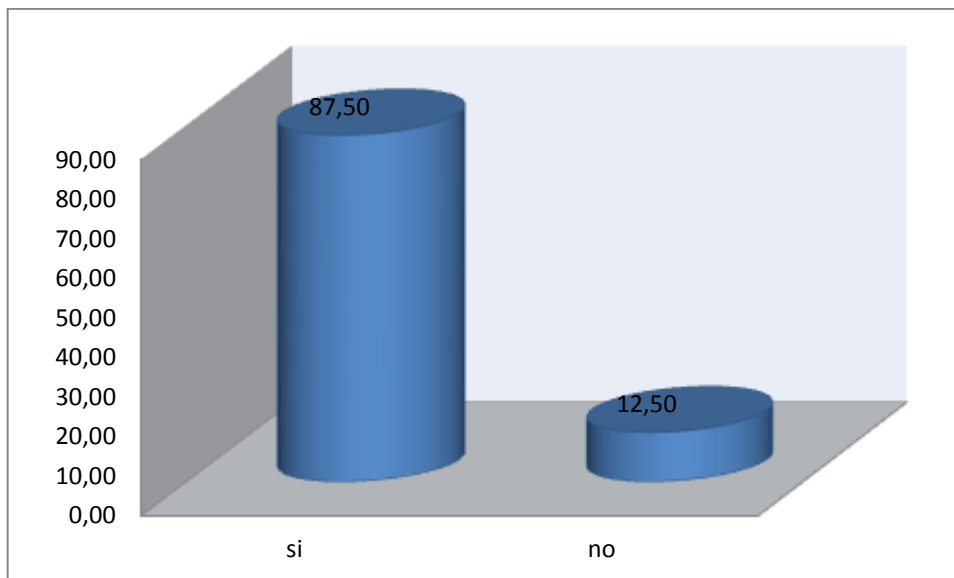
Tabla N° 16 Pedido médico

PEDIDO MÉDICO		
DATOS	f	%
Si	7	87,50
No	1	12,50
TOTAL	8	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 17 Pedido Médico



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

De los 8 profesionales encuestados 7 realizan los análisis bajo solicitud de un médico lo que representa el 87,50% y tan solo 1 trabaja sin pedido del médico lo que representa el 12,50% . Es decir que casi todos los profesionales cumplen con el requisito de realizar los exámenes solo bajo pedido médico

Realiza la Anamnesis Adecuada

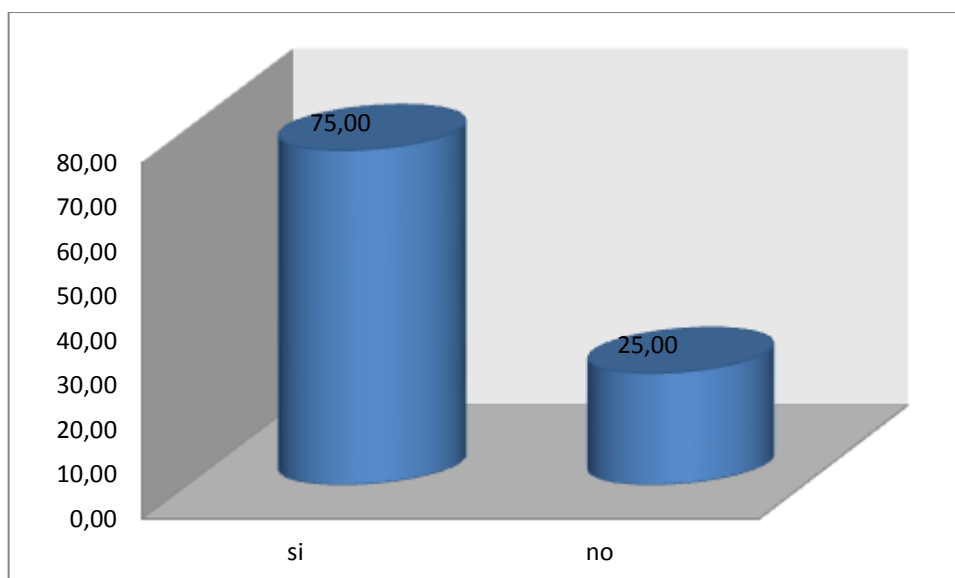
Tabla N° 17 Anamnesis Adecuada

ANAMNESIS ADECUADA		
DATOS	f	%
Si	6	75,00
No	2	25,00
TOTAL	8	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 18 Anamnesis Adecuada



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

De los profesionales encuestados 6 realizan una anamnesis adecuada lo que representa el 75%, y 2 profesionales no realizan la anamnesis adecuada. Lo que representa el 25%, en referencia a los datos obtenidos no es un porcentaje elevado el de los profesionales que no realizan la anamnesis a los pacientes.

Toma de muestras con picos febriles

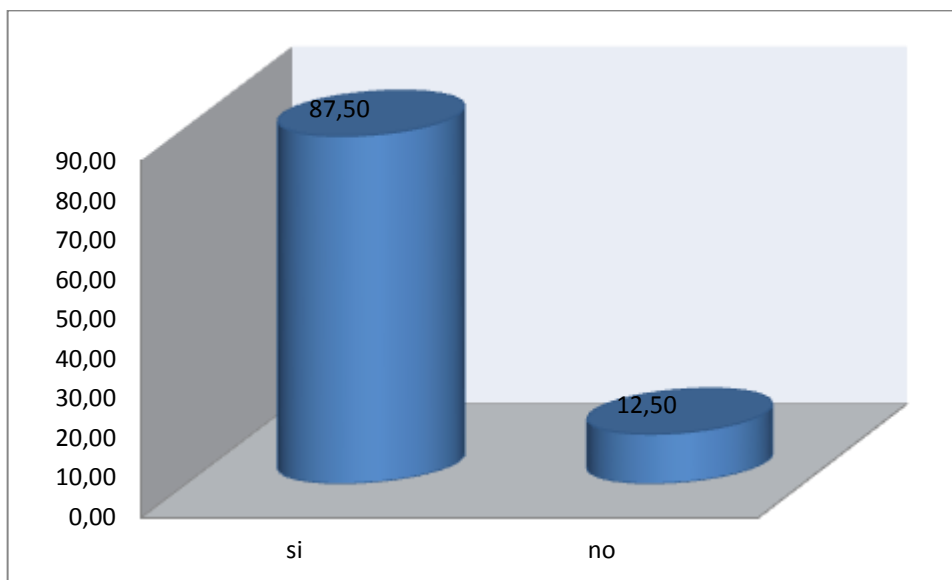
Tabla N° 18 Muestras con picos febriles

MUESTRA CON PICOS FEBRILES		
DATOS	f	%
Si	7	87,50
No	1	12,50
TOTAL	8	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 19 Muestras con picos Febriles



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

De los 8 profesionales encuestados 7 si cumplen con el requerimiento de que la toma de la muestra se debe realizar cuando el paciente presenta picos febriles. Lo que representa el 87,50% y 1 profesional es decir el 12.50% toma la muestra así el paciente no presente picos febriles lo que es contra indicado

Lugar del que se toma la muestra

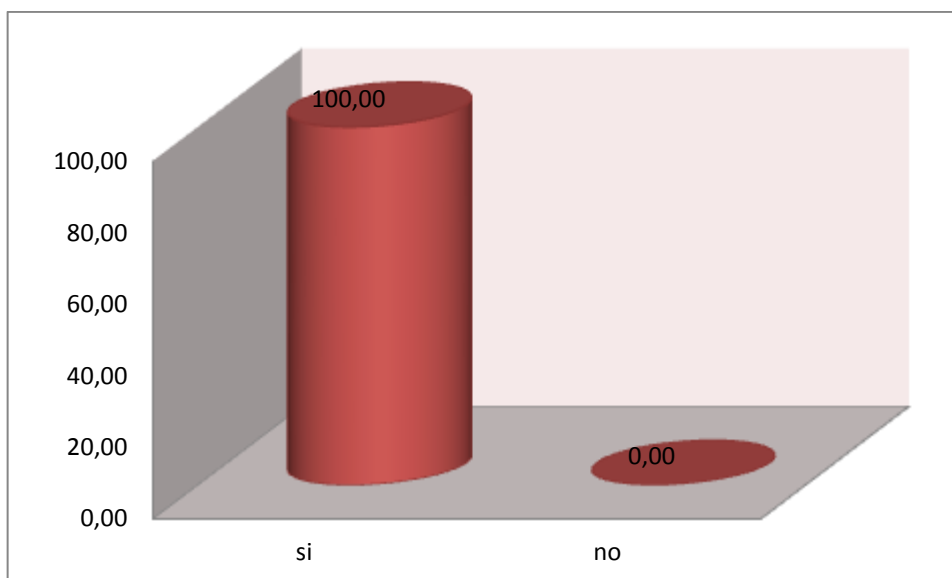
Tabla N° 19 Lugar de toma de muestra

TOMA LA MUESTRA DEL PULPEJO DEL DEDO		
DATOS	f	%
Si	8	100,00
No	0	0,00
TOTAL	8	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 20 Lugar de Toma de Muestra



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

Los 8 profesionales encuestados toman la muestra del lugar indicado. Es decir el 100% aplica las indicaciones de la técnica recomendada para este tipo de análisis.

Material en Óptimas Condiciones

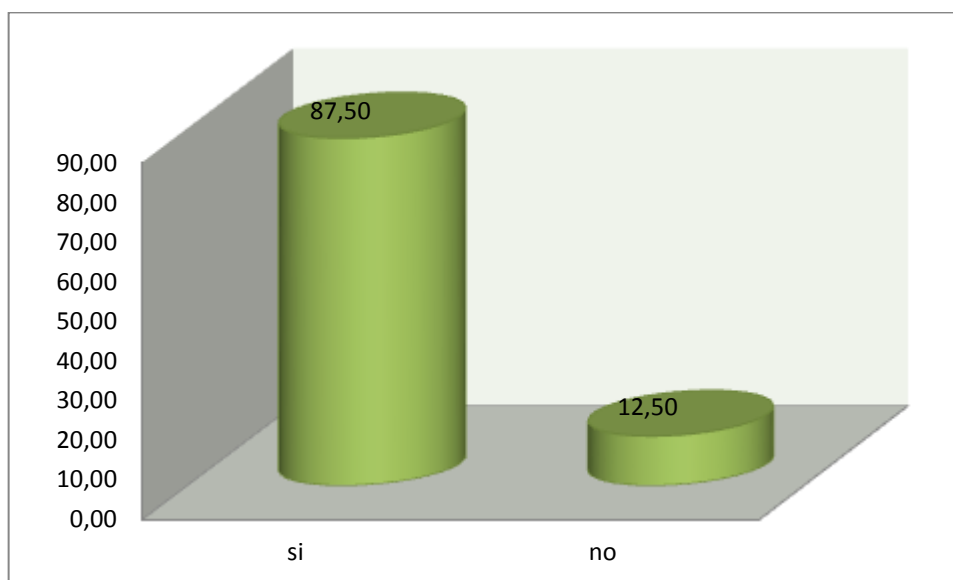
Tabla N° 20 Material en óptimas condiciones

MATERIAL EN OPTIMAS CONDICIONES		
DATOS	f	%
Si	7	87,50
No	1	12,50
TOTAL	8	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 21 Material en óptimas condiciones



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

De las 8 encuestas realizadas a los profesionales 7 respondieron que si utilizan material en buenas condiciones lo que representa el 87.50% del total y tan solo 1 respondió que no utiliza el material en buenas condiciones. Lo que representa el 12.50% lo que denota una falta de preocupación e interés por el resultado obtenido.

Cantidad de placas utilizadas

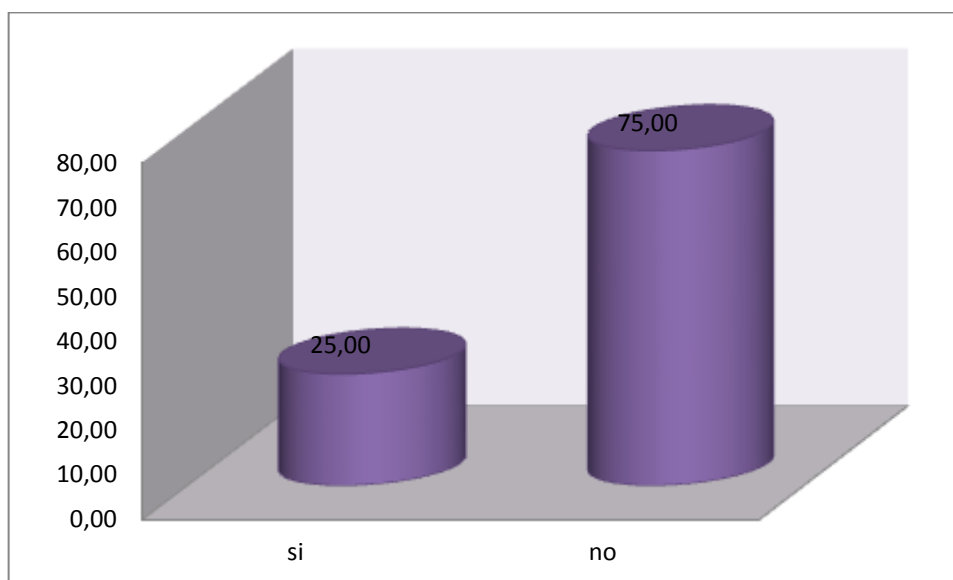
Tabla N° 21 Cantidad de placas utilizadas

UTLIZA MAS DE UNA PLACA PARA DETERMIANR EL PLASMIDIUM		
DATOS	f	%
Si	2	25,00
No	6	75,00
TOTAL	8	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 22 Cantidad de placas utilizadas



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

De los 8 profesionales encuestados 2 utilizan 1 placa para realizar los análisis lo que representa el 25%, 6 utilizan más de una placa para la determinación de resultados. Lo que representa el 75% lo que incide en la determinación de resultados

Control de tiempo de pruebas

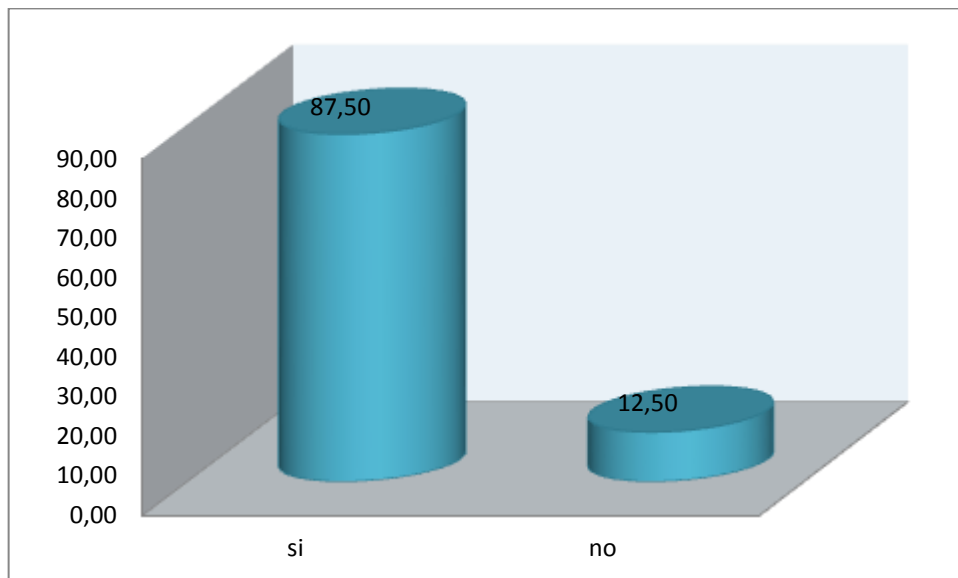
Tabla N° 22 Control de tiempo

CONTROL DE TIEMPOS		
DATOS	f	%
Si	7	87,50
No	1	12,50
TOTAL	8	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 23 Control de tiempo



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

7 de los encuestados si lleva un control del tiempo para realizar los análisis esto representa el 87,50% y solo 1 es decir el 12.50% no lleva el control del tiempo para la realización de la pruebas. Lo que representa un riesgo innecesario que se está tomando y no se respeta los protocolos de trabajo.

Extendido Fino y Gota Gruesa

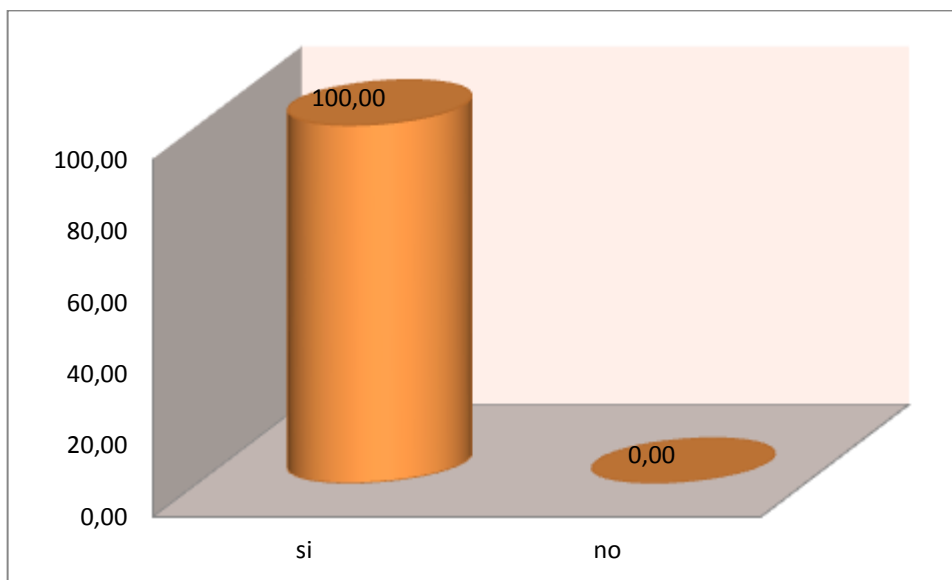
Tabla N° 23 Extendido Fino y Gota Gruesa

EXTENDIDO FINO Y GOTA GRUESA		
DATOS	f	%
si	8	100,00
no	0	0,00
TOTAL	8	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 24 Extendido fino y Gota Gruesa



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

El 100% de los encuestados es decir las 8 personas que trabajan en el Centro de Salud Loreto realizan la aplicación de la técnica adecuada. Es decir primero un extendido fino y luego el análisis en gota gruesa

Capacitación en Identificación de *plasmodium*

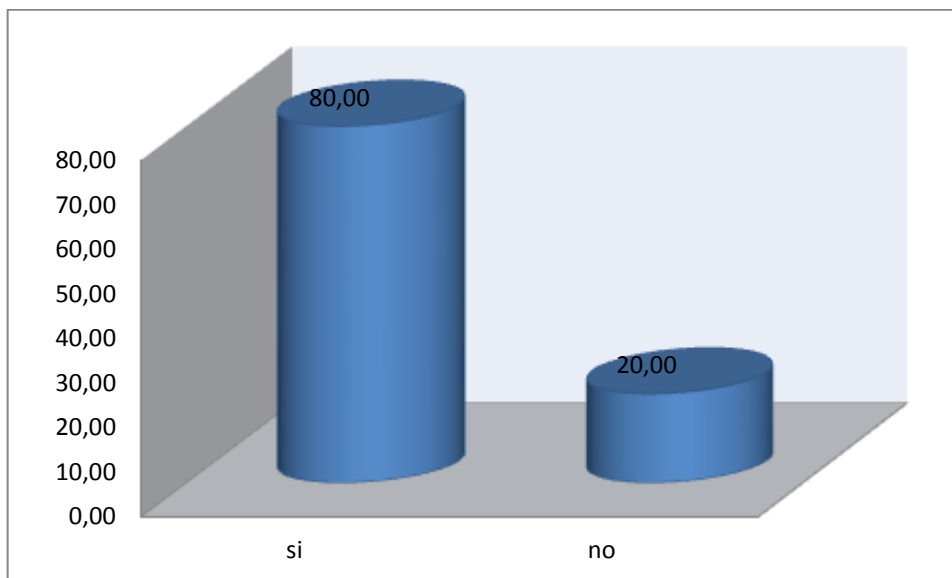
Tabla N° 24 Capacitación en identificación de *plasmodium*

CAPACITACION PARA IDENTIFICACION DE PLASMODIUM		
DATOS	f	%
Si	5	80,00
No	3	20,00
TOTAL	8	100,00

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Gráfico N° 25 Capacitación en identificación de *plasmodium*



Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Análisis e Interpretación

De los 8 profesionales encuestados solo 5 han recibido una capacitación para la identificación del *plasmodium* lo que representa el 80% y tres no han recibido ningún tipo de capacitación para la identificación del *plasmodium*. Lo que representa el 20%.

4.3 VERIFICACIÓN DE LA HIPÓTESIS

La verificación de la hipótesis planteada de que “Los factores de riesgo pre-analíticos tienen relación con la determinación de *Plasmodium spp* en los pacientes que acuden al laboratorio del centro de salud Loreto área N° 3 de la provincia de Orellana”, se realizó por medio de la prueba de Chi Cuadrado (Ji cuadrado: X^2) para el 95.00% de Confianza, con un 5% de error de muestreo.

Planteamiento de la Hipótesis.

Hipótesis nula (Ho): “Los factores de riesgo pre-analíticos no tienen relación con la determinación de *Plasmodium spp* en los pacientes que acuden al laboratorio del centro de salud Loreto área N° 3 de la provincia de Orellana.”

$$\mathbf{H_0: FO = FE}$$

Hipótesis Alterna (H1): “Los factores de riesgo pre-analíticos tienen relación con la determinación de *Plasmodium spp* en los pacientes que acuden al laboratorio del centro de salud Loreto área N° 3 de la provincia de Orellana.”

$$\mathbf{H_1: FO \neq FE}$$

Valor tabular crítico de Chi cuadrado

Los grados de libertad correspondientes al ensayo, se obtienen considerando el número de filas y columnas del polígono de frecuencias observadas, siendo el resultado el siguiente

$$\text{GRADOS DE LIBERTAD} = (NC-1) (NF-1)$$

$$GL = (2-1)(2-1)$$

$$GL = 1 \times 1 = 1$$

Valor X^2 tabular crítico para 1 GL y 95% (0.05) Nivel de Confianza: 3.84

Regla de decisión

Dentro del conjunto de posibilidades, se ha podido distinguir dos opciones sobre las cuales aceptar o rechazar las hipótesis planteadas, y estas son:

- Si el valor de $X^2_{tab} < X^2_{cal} \therefore$ se acepta hipótesis nula y se rechaza hipótesis alterna
- Si el valor de $X^2_{tab} > X^2_{cal} \therefore$ se acepta hipótesis alterna y se rechaza hipótesis nula

Tabla N° 25 resultados de la ficha

FICHA DE OBSERVACION		
ITEM	Si	No
Equipo de protección personal (mandil, uniforme, guantes, gafas, gorro y zapatos)	60	0
Se recibió el pedido médico para el análisis a realizarse	60	0
Se realizó la anamnesis al paciente.	45	15
Usó materiales adecuados para la toma de muestra	55	5
Tomó la muestra en estado febril	55	5
La muestra fue de sangre capilar	60	0
Realizó más de una placa para el análisis	36	24
Se realizó un extendido fino y gota gruesa	60	0
Se identificó claramente las muestras (placas)	60	0
Los tiempos de las coloraciones fueron bien controlados	41	19
Los colorantes están en buen estado (no caducados)	60	0
Obtuvo una muestra adecuada para el diagnóstico (se visualizan los elementos con claridad)	48	12

Elaborado por: La investigadora

Fuente: Registro de observación

Tabla N° 26 resultados de la Encuesta

ENCUESTA A PROFESIONALES		
PREGUNTA	SI	NO
Los pacientes fueron atendidos bajo pedido médico?	7	1
¿Se realizó la anamnesis adecuada al paciente?	6	2
¿Toma las muestras de sangre a los pacientes en picos febriles?	7	1
¿Realiza usted la toma de muestra del pulpejo del dedo?	8	0
¿Se usó material en óptimas condiciones (Placas nuevas, buen estado del reactivo, material estéril)?	7	1
¿Utiliza más de una placa para la determinación de <i>Plasmosium spp?</i>	2	6
¿Controla bien los tiempos de coloración de las placas?	7	1
¿Usa usted extendido fino y gota gruesa para la observación del <i>Plasmodium spp?</i>	8	0
¿Ha recibido alguna capacitación en lo que concierne a la identificación de <i>Plasmodium spp?</i>	5	3

Elaborado por: la Investigadora

Fuente: Ficha de observación

Tabla. No 27 Frecuencias Observadas

FRECUENCIAS OBSERVADAS				
		más de una placa		
		si	no	TOTAL
PACIENTES CON PICOS FEBRILES	SI	55	5	60
	NO	5	55	60
TOTAL		60	60	120

ELABORADO POR: La Investigadora

Tabla. No28. Frecuencias Esperadas

FRECUENCIAS ESPERADAS				
		más de una placa		
		NORMALES	ELEVADOS	TOTAL
PACIENTES CON PICOS FEBRILES	POSITIVO	30,00	30,00	60
	NEGATIVO	30,00	30,00	60
TOTAL		60	60	120

ELABORADO POR: La Investigadora

Modelo Matemático para el Cálculo de X^2

$$X^2 = \frac{(\sum Fo - \sum Fe)^2}{\sum Fe}$$

Dónde:

Σ = Sumatoria

Fo = Frecuencias observadas

Fe = Frecuencias esperadas

X^2 = Chi cuadrado

Tabla N° 29 Obtención de X^2 Calculado

f. observad	f. esperad	fo-fe	(fo-fe)²	(fo-fe)²/fe
55	30,00	25	625	20,83
5	30,00	-25	625	20,83
36	30,00	6	36	1,20
24	30,00	-6	36	1,20
TOTAL				44,07

Elaborado por: la investigadora

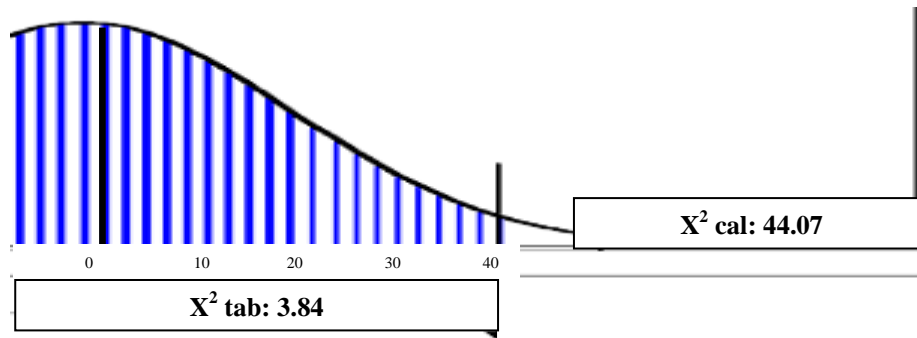


Gráfico No26. Campana de Gauss

FUENTE: Cálculo de Chi Cuadrado

ELABORADO POR: La Investigadora

Decisión

El cálculo realizado, permitió verificar que el valor X^2 CALCULADO es de 16,42, mayor al X^2 TABULAR 3.84, cifra que se ha obtenido con un 95% de confianza y 1 Grado de libertad, por lo que se acepta la Hipótesis alterna “Los factores de riesgo pre-analíticos tienen relación con la determinación de *Plasmodium spp* en los pacientes que acuden al laboratorio del centro de salud Loreto área N° 3 de la provincia de Orellana.”

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 CONCLUSIONES

Se realizó la toma de muestras y sus respectivos protocolos en el procesamiento de muestras obteniéndose los siguientes resultados:

- Se logró establecer que los factores de riesgo pre-analíticos relacionados con la determinación de *Plasmodium spp.* siendo los siguientes: No se realizó una adecuada anamnesis en un 15%, no se utilizó las medidas de bioseguridad en un 5%, no se tomó la muestra en picos febriles en un 5%, no se tomó la muestra del pulpejo del dedo 10%, no se utilizó extendido fino y gota gruesa para el análisis 10%, se verificó que los colorantes estén en buen estado 100% y no se llevó un control de los tiempos en los diferentes procesos en un 15%..
- Se determinó que la incidencia *Plasmodium spp.* en los pacientes que acuden al Centro de Salud Loreto área # 3 ha disminuido en relación al año 2013 en los meses de Abril a Junio, ya que en este período Abril-Junio 2014 de 60 pacientes estudiados, 20 fueron positivos para *Plasmodium spp.*
- Se elaboró una Guía de procedimientos para la determinación de *Plasmodium spp.*

5.2 RECOMENDACIONES

- Tomar en cuenta en los procesos pre-analíticos relacionados con la determinación de *Plasmodium spp* las siguientes indicaciones:
 - Realizar una adecuada anamnesis
 - Utilizar las medidas de bioseguridad
 - Tomar la muestra en picos febriles
 - Tomar la muestra del pulpejo del dedo
 - Utilizar extendido fino y gota gruesa para el análisis
 - Verificar que los colorantes estén en buen estado
 - Llevar un control de los tiempos en los diferentes procesos.
- Determinar si el manejo adecuado de la fase pre analítica aumentó, disminuyó o se mantiene en los mismos resultados de casos positivos o falsos positivos en lo que se refiere a identificación de *Plasmodium spp*. Elaborar una Guía de procedimientos que se deben tomar en cuenta para la determinación de *Plasmodium spp*.

CAPÍTULO VI

PROPUESTA

6.1 DATOS INFORMATIVOS

6.1.1 TÍTULO

Guía de procedimientos para la determinación de *Plasmodium spp.*

6.1.2 INSTITUCIÓN EJECUTORA

Centro de Salud Loreto Área # 3 de la Provincia De Orellana

6.1.3 BENEFICIARIOS

Todos las personas de la comunidad Orellana.

6.1.4 UBICACIÓN

Centro de Salud Loreto Área # 3 de la Provincia De Orellana

6.1.5 TIEMPO

- **Inicio:** Noviembre 2014
- **Finalización:** Enero 2015

6.1.6 TIEMPO ESTIMADO PARA LA EJECUCIÓN

El trabajo se realizará en el periodo Julio 2014 – Enero 2015

6.1.7 EQUIPO TÉCNICO RESPONSABLE

Para este trabajo se contará con la ayuda y la supervisión de:

Egresada: Erika Chávez, responsable de la investigación.

6.1.8 COSTO

Para el desarrollo de esta investigación se necesitara tanto de recursos económicos como materiales llegando a un total de \$ 900 dólares americanos.

6.2 ANTECEDENTES DE LA PROPUESTA

Definir los instrumentos que respalden el proceso de toma, manejo y envío de Muestras además de estandarizar los procesos garantizando así la calidad de servicio a la población para fortalecer los conocimientos para la aplicación de la bioseguridad y biocustodia de las personas involucradas en los procesos de toma, manejo y envío de muestras sanguíneas para la identificación de *Plasmodium spp.*

Se propone una vigilancia complementaria a la vigilancia clínica, le provee especificidad aportando los diagnósticos de agentes etiológicos, reservorios y/o vectores. Al conocimiento de eventos de salud en lo referente a las características del agente causal, determinando la frecuencia de los distintos microorganismos, la tendencia de su distribución geográfica y variaciones temporales e identificar los patrones de comportamiento de los distintos agentes.

6.3 JUSTIFICACIÓN

Los profesionales de la salud no aplican correctamente los protocolos en lo que se refiere a la parte pre analítica del análisis los cuales son : No se realizó una adecuada anamnesis en un 15%, no se utilizó las medidas de bioseguridad en un 5%, no se tomó la muestra en picos febriles en un 5%, no se tomó la muestra del pulpejo del dedo 10%,no se utilizó extendido fino y gota gruesa para el análisis 10%.

La malaria es una enfermedad parasitaria importante en el ser humano, su costo no solo implica un número de vidas pérdidas sino también gastos de salud, horas-días de trabajo perdido y ausentismo escolar. En el mundo se registran anualmente al menos 300 millones de casos de malaria y más de un millón de muertes, principalmente en menores de cinco años y mujeres embarazadas, la mayoría ocurridas en África.

La Guía servirá de apoyo en la prestación de servicios de salud con calidad, equidad y eficacia, su aplicación permitirá al recurso humano dirigir las acciones de intervención, con un abordaje integral, con el liderazgo del personal de Salud en coordinación con los gobiernos municipales, sociedad civil y población en general.

6.4 OBJETIVOS

6.4.1 OBJETIVO GENERAL

Elaborar una Guía de procedimientos para la determinación de *Plasmodium spp.*

6.4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICO

- Fomentar la aplicación de la Guía para reducir el porcentaje de errores en la Fase pre analítica del análisis.
- Minimizar el riesgo de errores para que la emisión de resultados falsos positivos y negativos.
- Promover la salud preventiva por medio de información sobre *Plasmodium spp.*
- Socializar sobre la importancia que conlleva la correcta identificación de *Plasmodium spp.* al personal que labora en el laboratorio del Centro de Salud Loreto área N° 3 de la provincia de Orellana.

6.5 FACTIBILIDAD

La propuesta se considera factible ya que existe la voluntad de la Universidad Técnica de Ambato y de sus autoridades de apoyar los procesos investigativos tanto en ciencia como en la disponibilidad de tecnología, de igual manera la institución de salud cuenta con los profesionales y personal capacitado para que lleve a cabo así como también se cuenta con la colaboración de las personas para acudir a las capacitaciones, programadas dentro de la unidad, de esta manera podemos compartir los conocimientos científicos y técnicos para su entendimiento llegando a ser de bajo costo para nuestro alcance.

6.6 FUNDAMENTACIÓN CIENTÍFICO TÉCNICA

A pesar de los esfuerzos realizados, *Plasmodium spp.* sigue siendo un problema de salud pública; su control requiere la intervención contra el parásito y el vector. La malaria es una enfermedad tropical asociada a la pobreza y a la falta de desarrollo social y económico de la población. El problema se focaliza en zonas de mayor vulnerabilidad,

marginación y pobreza, donde el acceso de la población a los servicios básicos es muy limitado.

La GUÍA es un documento actualizado que brinda los lineamientos técnicos basados en evidencia científica dirigidos al diagnóstico precoz, tratamiento oportuno, control y la prevención de *Plasmodium spp.*

.

6.7 MODELO OPERATIVO

Para elaborar la presente propuesta se ha considerado varios aspectos dentro de los cuales tenemos:

- Se brindará los conocimientos necesarios a las personas involucradas con el desarrollo de este trabajo.
- Concientizar al personal del Laboratorio Clínico de la importancia que tiene La propuesta se desarrollará en base al cronograma.
- Se obtendrán hojas de información, trípticos, y documentos que contengan la información necesaria para lograr el objetivo planteado.
- Para realizar la propuesta se invertirá 900\$ dólares americanos
- La propuesta será supervisada el laboratorio clínico de

6.8 ADMINISTRACIÓN DE LA PROPUESTA

La institución encargada para la realización de la propuesta es el laboratorio del Centro de Salud Loreto área N° 3 de la provincia de Orellana.


Tiene como misión brindar a sus pacientes la mejor atención para que mantengan un excelente estado de salud y de esta manera mejorar su calidad de vida.

6.9 DISEÑO DE LA GUÍA

Esta Guía es el resultado de un amplio proceso de consultas, revisión de literatura científica, conocimiento humano así como la participación en su validación con expertos nacionales en malaria

Se propone la siguiente Guía para el manejo adecuado de las muestras


Consta de ocho ítems que se detallan a continuación:

 Ministerio de Salud Pública	GUIA DE PROCEDIMIENTOS	ELABORACION:	
		15	11
	CONTROL INTERNO	PAG.	1
		DE	11

CARATULA


<p>GUÍA DE PROCEDIMIENTOS PARA LA DETERMINACIÓN DE <i>PLASMODIUM SPP.</i></p>
1

ELABORADO POR:		AUTORIZADO POR
ERIKA CHAVEZ		LCDA. JHOANA MALDONADO

 Ministerio de Salud Pública	GUIA DE PROCEDIMIENTOS	ELABORACION:		
		3	3	2014
	CONTROL INTERNO	PAG.	2	
	DE	11		

INDICE

<p>INDICE</p> <p>Toma, manejo y envío de muestras de laboratorio.....3</p> <p>Criterios de bioseguridad para envío de muestras con riesgo biológico4</p> <p>Criterios generales para la toma de muestra.....5</p> <p>Instrucciones y preparación del paciente.....6</p> <p>Obtención de las muestras.....7</p> <p>identificación de los especímenes.....8</p> <p>Preparación y manejo de los especímenes9</p> <p>Almacenamiento y transporte.....10</p>	
2	
ELABORADO POR:	AUTORIZADO POR
ERIKA CHAVEZ	LCDA. JHOANA MALDONADO

 Ministerio de Salud Pública	GUIA DE PROCEDIMIENTOS	ELABORACION:		
		3	3	2014
	CONTROL INTERNO	PAG.		3
		DE		11

TOMA, MANEJO Y ENVÍO DE MUESTRAS DE LABORATORIO

Existe actualmente una creciente necesidad de actualizar los criterios regulatorios de la toma, manejo y envío de muestras de los laboratorios del sector salud, para asegurar la obtención de resultados acordes con la situación del paciente, del medio ambiente, alimentos y aguas, cumpliendo con los principios básicos de bioseguridad y biocustodia.


La toma de muestras clínicas debe ser realizada por personal médico y paramédico capacitado para tal fin en el Sistema Nacional de Salud

La calidad de los resultados inicia con diferentes aspectos a considerar como son: muestra representativa, adecuada, requerida por el procedimiento a ejecutar, tomada en el tiempo adecuado, proporcionando la cantidad o volumen solicitado, por ser la base para el análisis, de ahí la importancia de cumplir con los instrumentos técnicos jurídicos establecidos.

Es importante resaltar que toda muestra debe ser debidamente identificada, acompañada por el formulario respectivo correctamente lleno, firmado y con sello del establecimiento responsable del muestreo, con el objetivo de garantizar la trazabilidad de resultados.

3

ELABORADO POR:		AUTORIZADO POR
ERIKA CHAVEZ		LCDA. JHOANA MALDONADO

 Ministerio de Salud Pública	GUIA DE PROCEDIMIENTOS		ELABORACION:		
			3	3	2014
	CONTROL INTERNO		PAG.		4
			DE		11

CRITERIOS DE BIOSEGURIDAD PARA ENVÍO DE MUESTRAS CON RIESGO BIOLÓGICO


Este es uno de los aspectos más importantes dentro de Los criterios de bioseguridad, ya que el transporte de la muestra implica una potencial fuente de contaminación y riesgo para todas las personas durante el proceso.

Para el transporte de muestras con riesgo biológico debe seguir las siguientes indicaciones:

1. Asegurar que el recipiente que contiene la muestra o cultivo (recipiente primario) esté bien cerrado y rotulado, con el nombre del paciente o código asignado.
2. Envolver cada recipiente primario en material absorbente y colocarlo verticalmente en un contenedor (recipiente secundario) resistente, impermeable y con tapa de rosca.
3. Cerrar el contenedor secundario y colocarlo en una caja de transporte (recipiente terciario). Este contenedor debe ser identificado “infeccioso” e indicar el destinatario y el remitente.
4. En caso de enviar varios contenedores secundarios puede empacarlos en un mismo recipiente terciario, que puede ser un termo, hielera, caja de Durapax u otro que lo proteja del calor excesivo.
5. Verificar y controlar la temperatura a que debe enviar las muestras, para guardar la cadena de frío cuando lo amerite, utilizando refrigerantes contenido en la hielera.
6. Las muestras para examen de *Plasmodium spp.* previamente fijadas, se deben transportar en cajas porta-láminas de preferencia de baquelita para evitar que el material contenido en una lámina, se adhiera a la otra, a través del contacto entre las mismas.
7. Es importante asegurar la integridad de la muestra para obtener un análisis exacto por parte del laboratorio destinatario, de igual forma, al transportar las muestras de una institución a otra, sea larga o corta la distancia, deben utilizarse envases que no permita la posibilidad de derrame y haciendo uso del triple embalaje.
8. Para lograr un transporte seguro de las muestras es necesario establecer una relación entre los involucrados en el manejo y transporte seguro de materiales peligrosos.
9. El transporte aéreo de sustancias infecciosas es regido por las regulaciones internacionales publicadas anualmente por la Asociación Internacional de Transporte Aéreo (IATA).
10. Proceder al envío, repasando las instrucciones de bioseguridad con la persona que va a transportarlo, para asegurar el acatamiento de las normas de bioseguridad y la preservación de la calidad de las muestras.

4

ELABORADO POR:		AUTORIZADO POR
ERIKA CHAVEZ		LCDA. JHOANA MALDONADO

 Ministerio de Salud Pública	GUIA DE PROCEDIMIENTOS		ELABORACION:		
			3	3	2014
	CONTROL INTERNO		PAG.	5	
			DE	11	


CRITERIOS GENERALES PARA LA TOMA DE MUESTRA

Preparación del área y material para toma de muestras clínicas

1. Para la obtención de especímenes en los laboratorios clínicos debe tomarse en cuenta los siguientes aspectos.
2. Verificar que el área de toma de muestra esté limpia, ordenada y con buena Iluminación.
3. Deben disponer de una silla con respaldo para toma de muestras. En casos indicados contar con canapé.
4. Contar con materiales básicos como: torniquete, algodón y alcohol isopropílico 70%, soluciones desinfectantes de la piel, apósitos, gasas, jeringas con agujas de diferentes calibres, sistema vacutainer, lancetas, baja lenguas, hisopos estériles, portaobjetos, cronometro y reloj; así como, materiales para obtención de orina, heces, muestras microbiológicas y sangre y medios de transporte virales y bacterianos.

5

ELABORADO POR:		AUTORIZADO POR
ERIKA CHAVEZ		LCDA. JHOANA MALDONADO


 Ministerio de Salud Pública	GUIA DE PROCEDIMIENTOS	ELABORACION:		
		3	3	2014
	CONTROL INTERNO	PAG.		6
		DE		11

INSTRUCCIONES Y PREPARACIÓN DEL PACIENTE

1. Presentarse ante el paciente o a su acompañante de manera amable cordial y tranquila, procurando siempre que se mantenga relajado.
2. Indicar en caso necesario que se sienta en la silla de toma de muestra, para recibir instrucciones o bien para la obtención de muestras sanguíneas, procurando que este cómodo.
3. Verificar la identidad del paciente. Preguntar su nombre.
4. Revisar la solicitud (análisis solicitados, información del paciente, requisitos especiales y otros que garanticen la pertinencia de la solicitud).
5. Explicar en qué consiste el procedimiento, preguntar si existe algún factor que pueda provocar variabilidad biológica y/o alteración en el resultado analítico, cuando el examen lo requiera.
6. Evaluar si es posible el estado físico del paciente (Ejemplo: ejercicio, estrés, entre otros).
7. Verificar la condición del paciente. En ayuno cuando sea necesario, restricciones alimenticias, medicamentos, hora de la toma, otros.
8. Observar si se está administrando fármacos por vía intravenosa, en este caso plantear al médico la posibilidad de la suspensión temporal del mismo por un tiempo mínimo para la obtención de muestras sanguíneas o la extracción en la otra extremidad.
9. Hacer las anotaciones pertinentes en la misma solicitud y en el registro para su posterior evaluación.

6

ELABORADO POR:		AUTORIZADO POR
ERIKA CHAVEZ		LCDA. JHOANA MALDONADO


 Ministerio de Salud Pública	GUIA DE PROCEDIMIENTOS		ELABORACION:	
	3	3	2014	
CONTROL INTERNO	PAG.		7	
	DE		11	

OBTENCIÓN DE LAS MUESTRAS

1. Revisar que tenga todo el material necesario a su alcance, verificando las condiciones y la vigencia.
2. Preparar adecuadamente, el material y equipo.
3. Seleccionar y rotular adecuadamente los contenedores.
4. Seleccionar el sitio adecuado para la toma de la muestra de acuerdo al procedimiento que realizará.
5. Lavarse las manos antes de tomar la muestra (puede hacerlo al inicio del procedimiento).
6. Realizar la toma siguiendo los procedimientos.
7. Identificar si se presentan complicaciones asociadas con la toma de la muestra.
8. Evaluar la muestra y determinar si aplica un criterio de rechazo de la misma y la posibilidad de obtener nueva muestra en caso necesario.
9. Después de la obtención de la o las muestras despedir cortésmente y proporcionar la información que sea pertinente, ejemplo: fecha de entrega de resultados.
10. Acompañar al paciente hasta que el procedimiento haya sido satisfactoriamente completado y no exista riesgo asociado al mismo, ejemplo: sangrado o desvanecimiento.

7

ELABORADO POR:		AUTORIZADO POR
ERIKA CHAVEZ		LCDA. JHOANA MALDONADO


 Ministerio de Salud Pública	GUIA DE PROCEDIMIENTOS		ELABORACION:	
	3	3	2014	
	CONTROL INTERNO		PAG.	8
			DE	11

IDENTIFICACIÓN DE LOS ESPECÍMENES

En la identificación de los tubos y contenedores diversos es esencial que las muestras estén bien rotuladas con los elementos básicos: Nombre completo del paciente, número de solicitud, registro, número de identificación que se designe al paciente, fecha, hora e iniciales de quien toma la muestra. Tipo de muestra. Otra información pertinente.

8

ELABORADO POR:		AUTORIZADO POR
ERIKA CHAVEZ		LCDA. JHOANA MALDONADO

 Ministerio de Salud Pública	GUIA DE PROCEDIMIENTOS		ELABORACION:	
	3	3	2014	
	CONTROL INTERNO		PAG.	9
			DE	11


PREPARACIÓN Y MANEJO DE LOS ESPECÍMENES

En la preparación y manejo de los especímenes biológicos es importante recordar que los factores que deben de tomarse en cuenta para su óptimo manejo y garantía de la estabilidad de la muestra son:

1. Tiempo y temperatura de conservación.
2. Exposición a la luz.
3. Metabolismo de las células presentes.
4. Difusión de gases.
5. Procesos osmóticos.
6. Interferencias alimenticias y medicamentosas.
7. Anticoagulantes idóneos en su caso.
8. Aplicación de fuerza centrífuga.
9. Transporte, y
10. Descomposición por factores microbiológicos

9

ELABORADO POR:		AUTORIZADO POR
ERIKA CHAVEZ		LCDA. JHOANA MALDONADO

 Ministerio de Salud Pública	GUIA DE PROCEDIMIENTOS		ELABORACION:	
	3	3	2014	
		PAG.	10	
CONTROL INTERNO		DE	11	

ALMACENAMIENTO Y TRANSPORTE

Los cuidados en la conservación del espécimen están relacionados con el almacenamiento de las mismas.

En el caso que deba transportar muestras al laboratorio, éstas deben ser enviadas en un contenedor hermético con tapadera de rosca. Si requiere cadena de frío adicionar pingüinos o bolsas de gelatina congelada.

Procedimiento General

Previo a la obtención de sangre consulte las referencias específicas para el almacenamiento de los especímenes.

Separar oportunamente las fracciones de suero y plasma (la mayoría dentro de las dos primeras horas después de la obtención), almacene de acuerdo al tipo de muestra y los análisis a realizar.

Verificar siempre que los recipientes para almacenamiento estén secos y libres de residuos.

Criterios del Laboratorio para especímenes inaceptables


Los criterios de rechazo más importantes dependerán del tipo de muestra y se clasifican en criterios generales y específicos del tipo de muestra.

Criterios que se aplican a todas las muestras

1. Muestras sin identificación o con identificación inapropiada.
2. Muestras recolectadas en tubos o envases de recolección inapropiados.
3. Muestras recolectadas en tubos no vigentes.
4. Muestras con volumen insuficiente.
5. Muestras que rebasen el tiempo pre-analítico permisible para su procesamiento.
6. Transporte inadecuado

10

ELABORADO POR:		AUTORIZADO POR
ERIKA CHAVEZ		LCDA. JHOANA MALDONADO

 Ministerio de Salud Pública	GUIA DE PROCEDIMIENTOS		ELABORACION:	
			3	3
CONTROL INTERNO	PAG.		11	
	DE		11	

ALMACENAMIENTO Y TRANSPORTE

<p>Criterios de rechazo de muestras clínicas.</p> <p>Los criterios de rechazo más importantes dependerán del tipo de muestras clínicas que a continuación se mencionan:</p> <ol style="list-style-type: none"> 1. Condición del tubo y tapón deteriorado o de material inadecuado. 2. No cumplir la cadena de frío cuando sea requerido. 3. Condición de la muestra hemolizada, coagulada o insuficiente. 4. Tubo o solicitud de examen contaminada con muestra. 5. Muestras recolectadas en tubos vencidos. 6. Llenado incompleto de formulario de solicitud de la muestra. 7. Muestras que excedan el tiempo pre-analítico permisible para su procesamiento. 8. No cumplir con el horario y días establecidos para cada tipo de análisis 9. No cumplir con el triple embalaje. <p style="text-align: right;">11</p>		
ELABORADO POR:		AUTORIZADO POR
ERIKA CHAVEZ		LCDA. JHOANA MALDONADO

6.9 PLAN DE MONITOREO Y EVALUACIÓN DE LA PROPUESTA

FASES	ETAPAS	METAS	ACTIVIDADES	RECURSOS	PRESUPUESTO	RESPONSABLE	TIEMPO
ELABORACIÓN DE LA GUIA	Recolección de información y elaboración de materiales	Concientizar en los profesionales la aplicación de los protocolos para disminuir y minimizar los errores en los análisis	Socializar con los profesionales del laboratorio clínico y difundir la Guía.	Humanos y Materiales: Trípticos	300.00\$	Proponente	Enero 2015
APLICACIÓN DE LA GUIA	Ejecutar el plan de capacitación sobre la importancia de los análisis de	Concientizar al 100% acerca de la Guía para identificación de <i>Plasmodium spp.</i>	Realizar controles sobre la aplicación de la Guía.	Humanos Materiales: Proyector Computador	350.00\$	Proponente y responsable del puesto de salud.	6 semanas 2 veces a la semana una hora diaria

	laboratorio para un control eficiente de la enfermedad.			Apuntador			
EVALUACION DE LA GUIA	Evaluación la aplicación de la Guía.	Evaluar el uso adecuado de la guía de trabajo	Lista de Cotejo	Lista de Cotejo	200.00\$	Proponente	1 semana

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Arboleda, J., Pérez, I., Fernández, Y., Yaned, U., Meza, R. (2012). Perfil clínico y de laboratorio de los pacientes con malaria por *Plasmodium vivax*, hospitalizados en Apartadó, Colombia. Colombia: Editorial Revista del Instituto Nacional de Salud Vol.32 (2012),
2. Añez, W., Navarro, C., Yucra, T., Garnica, M., Melgar, M., Moscoso, A., Arteaga, G., Nakao, X. (2012). Respuesta terapéutica de *Plasmodium vivax* a la cloroquina, en Riberalta, Guayaramerín y Yacuiba. Colombia: Editorial Revista del Instituto Nacional de Salud Vol.32.
3. Bambas, A. (2005). Salud Y Desarrollo Humano en la Nueva Economía. Estados Unidos Washington D.C.: Editorial Organización Panamericana de la Salud.
4. Botero, D. y Restrepo, M. (2012). Parasitosis Humanas (5ta edición). México: Editorial Corporación para Investigaciones Biológicas.
5. Cáceres, L., Rovira, R., Calzada, F., Saldaña, N. (2011). Evaluación de la aplicación de pruebas de diagnóstico rápido para malaria como parte de una estrategia integral para su control en Colombia. Colombia: Editorial Revista del Instituto Nacional de Salud Vol.31.
6. Cordero, M. (1999). Parasitología Veterinaria. España: Editorial McGraw-Hill Internacional.
7. Henry, J. (2007). El laboratorio en el diagnóstico clínico (21^{va} edición), España: Editorial Marbán.
8. Kathllen, T. (1995). Laboratorio Clínico y pruebas de diagnóstico. Argentina: Editorial Manual Moderno.
9. Lavin, M. (2003). Endocrinología y Metabolismo. España-Madrid: Editorial Marban.

10. Morán, K. (2001). Obtención de Muestras Sanguíneas de Calidad 1^{ra} ed. Argentina: Editorial Panamericana.
11. Mouchet, T., Carnevale, L., y Manguin, N. (2008). Biodiversidad De La Malaria En El Mundo. Estados Unidos: Editorial Jhon Libbey Eurotext.
12. OPS. (2001). Principios Epidemiología para el Control de Enfermedades presentación y marco conceptual unidad 1. 2^{da} ed. México: Editorial OPS.
13. Pagana, H. (2008). Guías de Pruebas de Diagnóstico y de Laboratorio, 5^{ta} ed. Perú: Editorial Harcourt.
14. Pizano, O. (2011). “Epidemiología, vigilancia y control de enfermedades tropicales” XV Congreso Colombiano de Parasitología y Medicina Tropical. Colombia: Revista del Instituto Nacional de Salud Vol.31.
15. Quiroz, H. (2000). Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. México: Editorial Limusa, S.A de C.V. Grupo Noriega Editores.
16. Restrepo, M. (2001). Fundamentos de Medicina-Hematología. Colombia: Editorial CIB.
17. Restrepo, M. (2003). Enfermedades Infecciosas, (6ta edición), México: Editorial Corporación para Enfermedades Biológicas.
18. Rigalli, A. (2007). Química Biológica fundamentos y conceptos, México: Editorial Corpus.

LINKOGRAFÍA:

1. Hannauoi, E. (2010). Malaria. Recuperado el 22 de enero del 2014, disponible en <http://es.scribd.com/doc/21386402/Malaria>
2. Maza, G. (2010). Diagnostico microscópico de malaria. Recuperado 23 de junio del 2014, disponible en: <http://Gu%C3%ADaMicroscop%C3%ADa-Malaria-10.2010>
3. MSP. (2008). Manual operativo estándar para la gestión de diagnóstico microscópico de *Plasmodium*. Recuperado el 10 de febrero 2014, disponible en: <http://www.orasconhu.org/documentos/ECU%20Anexo%20171%20PAMAFRO.pdf>
4. MSP. (2010). Protocolos de vigilancia de malaria. Recuperado 4 de enero del 2014, disponible en:<http://www.saludcapital.gov.co/sitios/VigilanciaSaludPublica/Protocolos%20de%20Vigilancia%20en%20Salud%20Publica/Malaria.pdf>.
5. OPS. (2011). Clínica de malaria. Recuperado en 15 de febrero del 2014. , disponible en: http://www.dssa.gov.co/__media__/dssa/dssa.gov.co/documentos/Protocolos-Vectores-INS/Clinica-Malaria.pdf
6. Rivera, M. (2012). Métodos diagnósticos de malaria. Recuperado el 18 de enero del 2014, disponible en: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1726-46342004000200004
7. Scielo. (2008). Guía Para El Diagnóstico De Malaria. Recuperado el 3 de febrero del 2014, disponible en: http://www.scielo.org.co/scielo.php?pid=S012041572007000400012&script=sci_arttext
8. Turrientes. C. (2010). Paludismo. Recuperado el 12 de diciembre 2013, disponible en: <http://consumidores.msd.com.ec/manual-merck/017-infecciones/184-infecciones-por-parasitos/paludismo-malaria.aspx>

CITAS BIBLIOGRÁFICAS – BASES DE DATOS UTA

1. **EBRARY:** Arróspide, N., Guzman, M., y Puray, E. (2005). Uso de Pruebas Rápidas Inmuncromatograficas para la detección De *Plasmodium Falciparum* en donantes de sangre en Perú. Perú: Editorial Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Pública. Recuperado el 20 de junio. Disponible en <http://site.ebrary.com/lib/utasp/detail.action?docID=10109479&p00=diagnostic+de+malaria>
2. **EBRARY:** Arróspide, V. Mariño, W. Gutierrez, S. (2005). Evaluación de una prueba inmuncromatográfica ICT. P.F./P.V. para el diagnóstico de malaria por *Plasmodium falciparum* y *Plasmodium vivax* en establecimientos de la región macro norte del Perú. Perú: Editorial Revista peruana de medicina experimental y Salud pública. Recuperado 08 de agosto del 2014, disponible en <http://site.ebrary.com/lib/utasp/detail.action?docID=10090924&p00=diagnostic+de+malaria>
3. **EBRARY:** Carreño, R. Chun, M. Llanos, F. (2009). Factores asociados a malaria en el distrito de Llohegua, Valle de los Ríos Apurimac y Ene, Provincia de la Mar, Ayacucho Perú -2003 Revista médica Herediana. Perú: Universidad Peruana Cayetano Heredia. Recuperado el 20 de junio del 2014, disponible en en: <http://site.ebrary.com/lib/utasp/detail.action?docID=10467246&p00=malaria> .
4. **EBRARY:** Gonzales, L. (2006). Eficacia De La Prueba Rápida Para El Diagnostico De *Plasmodium vivax* En Pacientes Sintomáticos En Chiapas, México. México: Editorial Red de Salud Pública de México. Recuperado 18 de julio del 2014, disponible en <http://site.ebrary.com/lib/utasp/detail.action?docID=10109479&p00=diagnostic+de+malaria>
5. **EBRARY:** Llanos, C. Flórez, M. Arévalo, M.(2006). Mecanismos de generación de anemia en malaria. Colombia: Editorial Red Colombia Médica. Recuperado el 20 de junio del 2014, disponible en: <http://site.ebrary.com/lib/utasp/detail.action?docID=10109370&p00=malaria> .
6. **EBRARY:** Quiñonez, J., Lacharme, L., y Blair, S. (2006). Comparación de la prueba parasigh con el método convencional de gota gruesa en el diagnóstico de *Plasmodium falciparum* en Zaragoza, Antioquia. Colombia: Red Colombia Médica. Recuperado el 30 de octubre del 2014, disponible en: <http://site.ebrary.com/lib/utasp/detail.action?docID=10114808&p00=malaria>

ANEXOS

Fig. No 1 TOMA DE MUESTRA



Fig. No 2 TOMA DE MUESTRA EN UN CAPILAR



Fig. No 3 ELABORACIÓN DE UNA BUENA GOTTA GRUESA

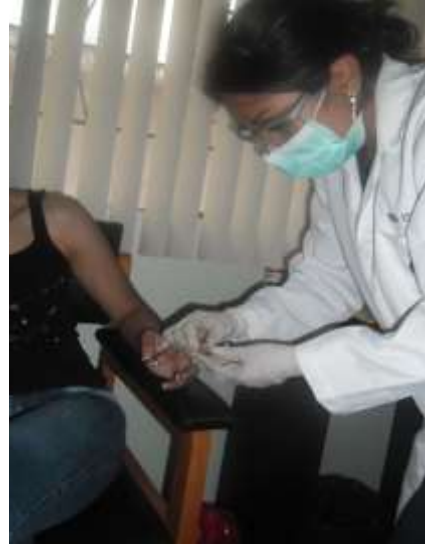


Fig.No 4 PLACA DE FROTIS Y GOTA GRUESA LISTA PARA LA TINCIÓN



Fig. No 5 CODIFICACIÓN DE LA PLACA



Fig. No 6 PLACAS COLOREADAS.



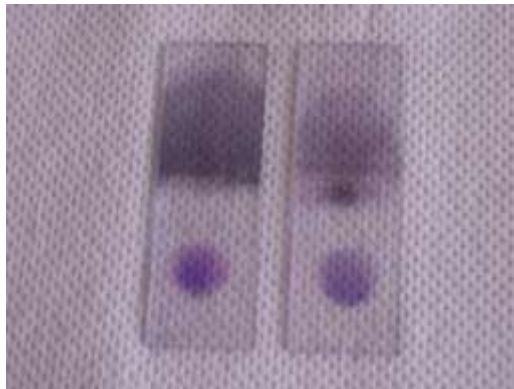


Fig. No 7 FORMA *Plasmodium falciparum*



Fig. No 8 FORMA *Plasmodium malariae*

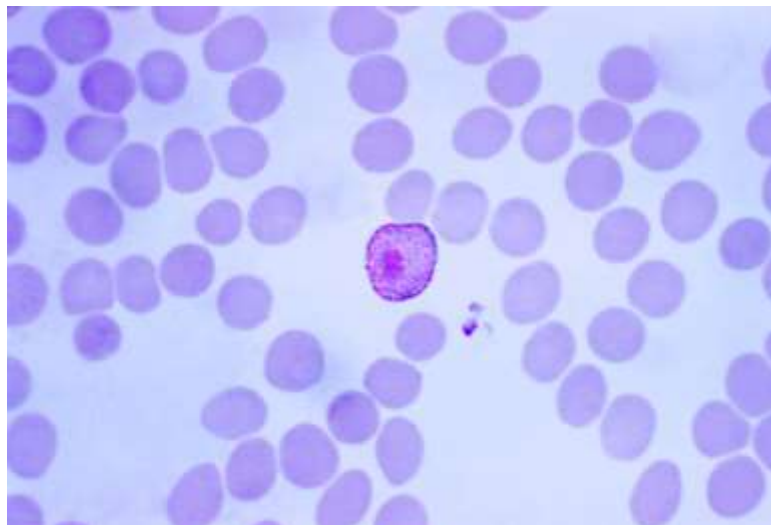


Fig. No 9 FORMA *Plasmodium ovale*.

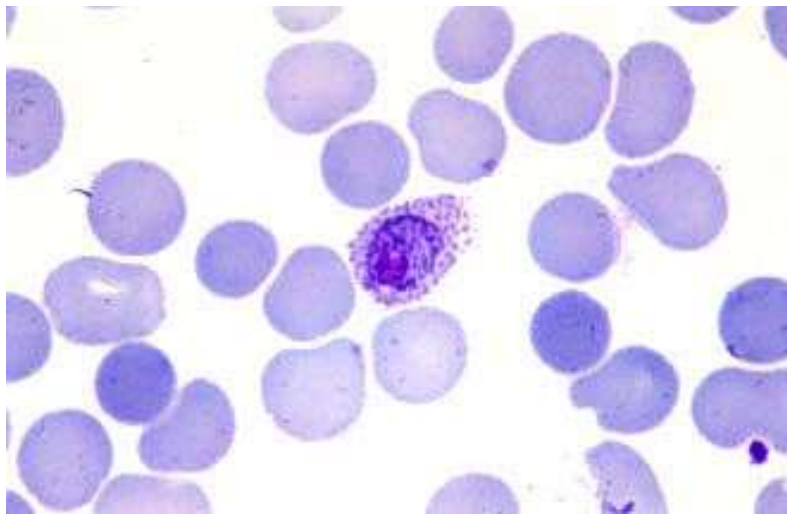
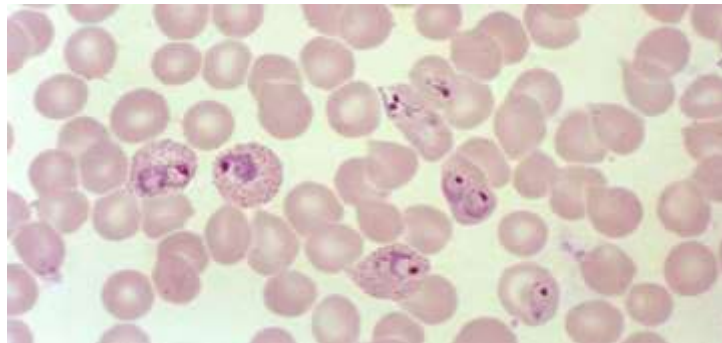


Fig. No 10 FORMA *Plasmodium vivax*.



ANEXO

CERTIFICACIÓN DEL TRABAJO



Area de Salud N.-3

Lcda.

María Elena Castillo

TUTORA DEL TRABAJO DE INVESTIGACIÓN

Presente.

De mis consideraciones:

El motivo de la presente es darle a Conocer que la Srta. Erika Chávez egresada de la Carrera de Laboratorio Clínico de la Facultad de Ciencias de la Salud realizó la parte práctica de su Trabajo de investigación en esta institución bajo la supervisión y vigilancia del personal que Labora en el Laboratorio clínico. Para abalizar lo indicado detallo las fechas en las cuales se realizó el trabajo práctico.

Día 07 de abril de 2014 entrega de oficio para realizar la tesis en el sub centro de salud y aprobación del mismo.

Horas laboradas en el laboratorio

Días 08, 09, 10 y 11 de Abril se realizó de la parte práctica en horario de 7 am a 3 pm

Días 16, 17 y 18 de Abril se realizó de la parte práctica en horario de 9 AM a 3 de la tarde

Días 23 ,24 y 25 de Abril se realizó de la parte práctica en horario de 9AM a 3 de la tarde

Días 1Y 2 de Mayo se realizó las CAMPAÑAS DE ERRADICACION DE MALARIA EN LAS COMUNIDADES en horario de 7AM A 4PM

Días 1Y 2 de Mayo se realizó de la parte práctica (SE REALIZARON EXAMENES)

Días 12, 13 14 Y 15 de Mayo se realizó de la parte práctica en horario de 9AM A 3 PM

Días 22, 23, 26 27 Y 28 de Mayo se realizó de la parte práctica en horario de 9 AM A 3 PM

Días 5, 6, 9 10, 11 de Junio se realizó de la parte práctica en horario de 9 AM A 3 PM

Días 20, 27 Y 30 de Junio se cumplió con la toma de muestras y procesamiento en el Laboratorio.

Rosalino Olalla y Marco Jipaalpa
Teléfonos: 0628932381686
Email: area_desalud3loreto@gmail.com b.ec

Area de Salud N.-3

El protocolo que se realizo es el siguiente:

PROCEDIMIENTOS PARA LA REALIZACIÓN DE LA GOTTA GRUESA Y EL EXTENDIDO DE SANGRE PERIFÉRICA

Las siguientes son las recomendaciones para el diagnóstico de la malaria por gota gruesa.

Toma de muestra y elaboración de la gota gruesa

- La toma de muestras se realizó siguiendo las normas generales de asepsia, antisepsia y bioseguridad.

- El momento de toma de la muestra de sangre es independiente de la presencia del pico febril en el paciente. Sin embargo, es recomendable tomar la muestra o repetirla durante o unas horas después de la fiebre.

- Las láminas de vidrio a emplear deben estar meticulosamente limpias con agua y jabón, así como desengrasadas con alcohol.

- En los casos de pacientes de la Costa Pacífica o procedentes de esta región es conveniente elaborar, además de la gota gruesa, el extendido de sangre periférica para descartar una infección por *P. malariae*.

- Elaborar y colorear la gota gruesa siguiendo los lineamientos nacionales descritos en el documento Manejo integral de malaria.

- La solución colorante de trabajo será siempre preparada en el momento antes de su uso, a diferencia de las soluciones madre, las cuales pueden almacenarse durante mucho tiempo. Lectura de la gota gruesa

- Es necesario utilizar un microscopio binocular con fuente de luz halógena incorporada, con filtro azul, óptica no brillante y objetivos planacromáticos, ya que la iluminación es un factor crítico cuando se usa el objetivo de inmersión para identificar estructuras parasitarias y para visualizar el pigmento malárico tenue en estadios que están en proceso de maduración.

Rosalino Olalla y Marco Jipaaapa
Teléfonos: 0628932381686
Email: desalud3loreto@gmail.com b.ec



Area de Salud N.-3

- El diagnóstico por gota gruesa consiste en examinar la lámina para determinar la positividad o negatividad de la muestra, se enfoca inicialmente un campo microscópico ideal (de 10-20 leucocitos/campo) para determinar la especie o especies infectantes y realizar el recuento parasitario informándolo en términos de parásitos/ μ L de sangre: # de parásitos \times 8.000 leucocitos/ μ l # de parásitos/ μ l de sangre =
----- 100 leucocitos

La gota gruesa se considera NEGATIVA cuando no se observan las formas del parásito en por lo menos 200 campos microscópicos observados.

- Una muestra se considera POSITIVA para Plasmodium cuando se observan UNA o más de las formas parasitarias características de la(s) especie(s) infectante(s): trofozoítos jóvenes, trofozoítos maduros, esquizontes y gametocitos.

- La infección mixta es la infección que presenta más de una especie de parásito. Los más esperados en nuestro medio es la coinfección por *P. vivax* y *P. falciparum*. Con frecuencia el diagnóstico no es fácil debido a la semejanza entre formas jóvenes de *P. falciparum* y *P. vivax* y a la competencia entre los parásitos lo cual genera predominio de una de la especies parasitarias. Para definir el diagnóstico de la coinfección es posible recurrir a los siguientes criterios:

- Cuando se visualizan formas sexuadas (gametocitos) de *P. falciparum* además de las formas de *P. vivax*, el hallazgo de estas formas permite hacer el diagnóstico.

- Cuando se considera que puede tratarse de una coinfección, pero no hay presencia de gametocitos de *P. falciparum*, el diagnóstico se puede realizar estableciendo la cantidad de formas parasitarias compatibles con *P. falciparum* y con *P. vivax*, en 100 formas parasitarias observadas. Si al realizar el recuento las formas compatibles con *P. falciparum* corresponden a 40% o más, se puede considerar como infección mixta. Si después de realizar el recuento las proporciones se mantienen equivalentes es necesario llevar el recuento a 200 formas parasitarias, para tal caso debería existir compatibilidad con los trofozoítos de *P. falciparum* en por lo menos 80 formas para obtener el 40%. Ante la duda de encontrarse frente a una infección mixta es recomendable recurrir al

Rosalino Ojeda y Marco Jipaaalpa
Teléfonos: 0628932381686
Email: area_desalud3loreto@gmail.com b.ec

Area de Salud N.-3

extendido de sangre periférica para observar las morfología del parásito y de los glóbulos rojos infectados. Informe de resultados

- Para el informe de resultados es necesario informar el método de diagnóstico (gota gruesa o extendido de sangre periférica o prueba rápida) seguido de la palabra negativo o positivo. Cuando el diagnóstico es positivo, se informa la especie de Plasmodium infectante y por último, se debe informar el recuento parasitario por microlitro de sangre para todas las especies. En el caso de *P. falciparum* se debe informar el recuento de formas asexuadas y la presencia o no de formas sexuadas. En caso de encontrar trofozoitos maduros o esquizontes de *P. falciparum* se debe realizar la observación en el informe del resultado.

- Para *P. vivax* se cuentan todas las formas indistintamente y no se requiere hacer la diferenciación ni anotación alguna sobre los estadios parasitarios.

- En el caso de infección mixta, es necesario realizar recuento parasitario informando primero la especie predominante y posteriormente la que se encuentra subordinada.
Consideraciones especiales

La gota gruesa se considera NEGATIVA cuando no se observan las formas del parásito en por lo menos 200 campos microscópicos observados.

- Una muestra se considera POSITIVA para Plasmodium cuando se observan UNA o más de las formas parasitarias características de la(s) especie(s) infectante(s): trofozoitos jóvenes, trofozoitos maduros, esquizontes y gametocitos.

- La infección mixta es la infección que presenta más de una especie de parásito. Lo más esperado en nuestro medio es la coinfección por *P. vivax* y *P. falciparum*. Con frecuencia el diagnóstico no es fácil debido a la semejanza entre formas jóvenes de *P. falciparum* y *P. vivax* y a la competencia entre los parásitos lo cual genera predominio de una de la especies parasitarias. Para definir el diagnóstico de la coinfección es posible recurrir a los siguientes criterios:

Rosalino Olalla y Marco Jipaaipa
Teléfonos: 0628932381686
Email: area_desalud3loreto@gmail.com b.ec



Area de Salud N-3

- Cuando se visualizan formas sexuadas (gametocitos) de *P. falciparum* además de las formas de *P. vivax*, el hallazgo de estas formas permite hacer el diagnóstico.
- Cuando se considera que puede tratarse de una coinfección, pero no hay presencia de gametocitos de *P. falciparum*, el diagnóstico se puede realizar estableciendo la cantidad de formas parasitarias compatibles con *P. falciparum* y con *P. vivax*, en 100 formas parasitarias observadas. Si al realizar el recuento las formas compatibles con *P. falciparum* corresponden a 40% o más, se puede considerar como infección mixta. Si después de realizar el recuento las proporciones se mantienen equivalentes es necesario llevar el recuento a 200 formas parasitarias, para tal caso debería existir compatibilidad con los trofozoitos de *P. falciparum* en por lo menos 80 formas para obtener el 40%. Ante la duda de encontrarse frente a una infección mixta es recomendable recurrir al extendido de sangre periférica para observar las morfología del parásito y de los glóbulos rojos infectados. Informe de resultados
- Para el informe de resultados es necesario informar el método de diagnóstico (gota gruesa o extendido de sangre periférica o prueba rápida) seguido de la palabra negativo o positivo. Cuando el diagnóstico es positivo, se informa la especie de *Plasmodium* infectante y por último, se debe informar el recuento parasitario por microlitro de sangre para todas las especies. En el caso de *P. falciparum* se debe informar el recuento de formas asexuadas y la presencia o no de formas sexuadas. En caso de encontrar trofozoitos maduros o esquizontes de *P. falciparum* se debe realizar la observación en el informe del resultado.
- Para *P. vivax* se cuentan todas las formas indistintamente y no se requiere hacer la diferenciación ni anotación alguna sobre los estadios parasitarios.
- En el caso de infección mixta, es necesario realizar recuento parasitario informando primero la especie predominante y posteriormente la que se encuentra subordinada.

Rosalino Olalla y Marco Jipaaalpa
Teléfonos: 0628932381686
Email: area_desalud3koreto@gmail.com b.ec

Area de Salud N.-3

SE TOMÓ EN CUENTA LAS SIGUIENTES CONSIDERACIONES ESPECIALES

- Si luego de realizar la gota gruesa el resultado es negativo pero se tiene una alta evidencia epidemiológica de padecer malaria, se sugiere tomar muestras seriadas cada 12 horas hasta por 48 horas.

- En el caso de examinar una muestra de un paciente que presente sólo gametocitos de *P. falciparum* se debe indagar si fue previamente diagnosticado con malaria por esta especie y sobre el esquema de tratamiento recibido: si recibió el tratamiento adecuado y completo, se informa la muestra como positiva, pero lo anterior no indica enfermedad malarica y no es necesario suministrarle tratamiento nuevamente ya que la primaquina es un gametocida que garantiza la supresión total de la infectividad de los gametocitos para los vectores.(6 y 7). Si por el contrario, el paciente no recibió tratamiento o este fue incompleto, se debe suministrar el esquema completo de acuerdo a los lineamientos nacionales vigentes.

- En el reporte al paciente es necesario realizar las siguientes especificaciones: o Cuando se observen solamente gametocitos de *P. falciparum* es necesario especificar que esta forma no ocasiona sintomatología ni malaria en el paciente. o Por otra parte, al realizar el recuento de parásitos / μ l es necesario especificar en las observaciones la equivalencia del número de parásitos por leucocitos, por ejemplo si en el reporte el recuento corresponde a 160 trofozoitos de *P. falciparum*/ μ l, es necesario aclarar en las observaciones que este recuento corresponde a encontrar 2 trofozoitos de *P. falciparum* en 100 leucocitos contados.

- Si se han contado ≥ 500 parásitos sin llegar a 100 leucocitos, se detiene el recuento después de la lectura del último campo y se aplica la siguiente formula.

$$\frac{500 \text{ parásitos} \times 8000 \text{ leucocitos/} \mu\text{l} - \text{Recuento o densidad parasitaria/} \mu\text{l}}{\text{\# leucocitos contados}} =$$

Rosalino Olalla y Marco Jipaaipa
Teléfonos: 0628932381686
Email:area desalud3loreto@gmail.com b.ec



Area de Salud N.3

- Si el conteo de parásitos es menor de 10 parásitos por 100 leucocitos, se debe extender el conteo hasta 200 leucocitos para aumentar la sensibilidad del recuento. Correlación entre mediciones de parasitemia y condición clínica Parasitemia a Parasitos / μ l Parasitos por campo Correlación clínica 0.0001- 0.0004% 5-20 Número de organismos requeridos para una lámina positiva 0.002% 100 Nivel de detección por gota gruesa, más realista para las condiciones de campo. Hay pacientes que pueden ser sintomáticos por debajo de este nivel 20 Nivel por encima del cual los pacientes 81 Libertad y Orden Ministerio de la Protección Social República del Ecuador 0.2% 10,000 inmunes presentarán síntomas 2% 100,000* 200 Parasitemia máxima en P. vivax y P. ovale (infección de solo RBCs). En nuestro medio alta parasitemia en P. falciparum y signo de peligro de malaria complicada 2-5% 100.000- 250.000 >200 Hiperparasitemia, malaria complicada, riesgo de muerte 10% 500,000 Riesgo alto de muerte.

- Cuando se realiza la toma de muestra de la gota gruesa se hace también la del extendido. Elabore el extendido en una lámina independiente de la gota gruesa, debido a que el procedimiento de coloración de las dos muestras difiere y el metanol que requiere el extendido para ser fijado daña la gota gruesa.

- Elaborar y colorear la gota gruesa siguiendo los lineamientos nacionales descritos en el documento Manejo integral de malaria (ref). - El extendido puede ser coloreado con Romanowsky modificado, pero también puede emplearse los colorantes convencionales para hematología como la coloración de Wright o Giemsa.

Area de Salud N.3

Lectura del extendido

- Con la ayuda del microscopio, se examina el extendido a partir del segundo tercio final de la muestra donde los glóbulos rojos no se encuentren superpuestos; esto con el fin de facilitar el recuento parasitario que está relacionado directamente con el número de glóbulos rojos del paciente y se aplica la siguiente fórmula para informar el recuento parasitario en términos de parásitos/ μ L. de sangre: # de parásitos x #de glóbulos rojos/ μ l

de sangre # de parásitos/ μ l de sangre = -----
10.000 glóbulos rojos contados Teniendo en cuenta que, El número de glóbulos rojos/ μ l de sangre= hematocrito del paciente x 100.00. Reemplazando y simplificando se obtiene: # de parásitos/ μ l de sangre = # de parásitos x hematocrito x 10 En el extendió también es posible determinar el porcentaje de glóbulos rojos parasitados. lo cual tiene importancia ya que se considera como indicador de pronóstico del paciente. Los pacientes con más de 1% de glóbulos rojos parasitados tienen mayor probabilidad de complicarse. Esta estimación se realiza en el extendido, cuando se conoce el número de glóbulos rojos parasitados contados en 10.000 glóbulos rojos y se establece una relación en 100 glóbulos para reportarlo en porcentaje. 83 Libertad y Orden Ministerio de la Protección Social República de Ecuador 4. Anexo Gestión de calidad del Diagnóstico de Malaria El Sistema de Gestión de Calidad del Diagnóstico de malaria está compuesto por cinco elementos esenciales. De la implementación integral de todos los elementos y de su correcta articulación en la red de servicios, depende la eficacia del Sistema. Todos los elementos se complementan, razón por la cual su implementación debe tener un enfoque sistémico.

Capacitación y Evaluación de competencias (certificación de competencias)

Monitoreo del desempeño (Evaluación indirecta del desempeño)

Supervisión directa (Visitas de Asistencia técnica)

Evaluación externa del desempeño

Control de calidad interno

Rosalino Olalla y Marco Jipaaipa
Teléfonos: 0628932381686
Email:area desalud3loreto@gmail.com b.ec



Area de Salud N.-3

El control interno de la calidad es muy importante y debe ser llevado a cabo por el personal de laboratorio a fin de garantizar la calidad de los procedimientos al interior del laboratorio y procurar reproducibilidad y sensibilidad de los diagnósticos de laboratorio.

Cabe indicar que la Srta. Erika Chávez realizó el trabajo con destreza, conocimiento científico y técnico y que además para su trabajo aplicó una ficha de cotejo donde se realizaron los registros de cómo se realizó el manejo de parte pre analítica del análisis.


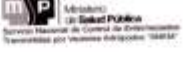
Debo indicar que todas las placas revisadas son de propiedad exclusiva del Ministerio de Salud Pública y no pueden ser donadas a ninguna institución.

Atentamente
Lcda. Johana Maldonado
Lider de laboratorio



Rosalino Olalla y Marco Jipaaipa
Teléfonos: 0628932381686
Email: area_desalud3loreto@gmail.com b.ec

Formato reporte de resultados Ministerio de Salud

	R.M.	CD.FD.	E.	D.	C.	E.B.	DE.FD.	L.	B.	C.																				
 <p style="text-align: center;">SNEM - ECUADOR</p>																														
EXÁMEN DE HEMATOZOARIO																														
H.C. <input style="width: 50px;" type="text"/>						H.C. <input style="width: 50px;" type="text"/>																								
Nombre de la Unidad de Salud: _____						Nombre: _____																								
FECHA DE MUESTRA: ___/___/___ FECHA DE INICIO DE SINTOMAS: ___/___/___						Edad: _____ Sexo: _____																								
APELLIDOS Y NOMBRES: _____						SEXO: <input type="checkbox"/> M <input type="checkbox"/> F																								
FECHA DE NACIMIENTO: ___/___/___ EDAD: ___ C. _____ TELF: _____						Embarazada: <input type="checkbox"/> SI <input type="checkbox"/> NO <input type="checkbox"/>																								
EMBARAZADA: <input type="checkbox"/> SI <input type="checkbox"/> NO SEXO: <input type="checkbox"/> M <input type="checkbox"/> F AUTOMEDICACIÓN: <input type="checkbox"/> SI <input type="checkbox"/> NO						Fecha de Toma de Muestra: _____																								
PROVINCIA: _____ CANTÓN: _____ PARROQUIA: _____						Provincia: _____ Cantón: _____																								
LOCALIDAD: _____ LUGAR PROBABLE DE LA INFECCIÓN: _____						Localidad: _____																								
DIRECCIÓN DOMICILIARIA: _____						Dirección Domiciliar: _____																								
JEFE DE FAMILIA: _____						Resultado Examen Positivo: _____																								
FECHA DE EXAMEN: ___/___/___ NUEVO: <input type="checkbox"/> CONTROL: <input type="checkbox"/>						Plasmodium: <input type="checkbox"/>																								
<table border="0" style="width: 100%;"> <tr> <td rowspan="2" style="vertical-align: middle;">RESULTADO POSITIVO</td> <td rowspan="2" style="vertical-align: middle;">{</td> <td style="text-align: center;">PF.</td> <td style="text-align: center;"><input type="checkbox"/></td> <td style="text-align: center;"><input type="checkbox"/></td> <td style="text-align: center;"><input type="checkbox"/></td> <td style="text-align: center;"><input type="checkbox"/></td> <td style="text-align: center;"><input type="checkbox"/></td> <td rowspan="2" style="vertical-align: middle;">PRUEBA RÁPIDA</td> <td rowspan="2" style="vertical-align: middle;">{</td> <td style="text-align: center;">+ PF.</td> <td style="text-align: center;"><input type="checkbox"/></td> </tr> <tr> <td style="text-align: center;">PV.</td> <td style="text-align: center;"><input type="checkbox"/></td> <td style="text-align: center;"><input type="checkbox"/></td> <td style="text-align: center;"><input type="checkbox"/></td> <td style="text-align: center;"><input type="checkbox"/></td> <td style="text-align: center;"><input type="checkbox"/></td> <td style="text-align: center;">N PV.</td> <td style="text-align: center;"><input type="checkbox"/></td> </tr> </table>						RESULTADO POSITIVO	{	PF.	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	PRUEBA RÁPIDA	{	+ PF.	<input type="checkbox"/>	PV.	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	N PV.	<input type="checkbox"/>	Negativo: <input type="checkbox"/>				
								RESULTADO POSITIVO	{	PF.	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>			<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	PRUEBA RÁPIDA	{	+ PF.	<input type="checkbox"/>									
PV.	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	N PV.	<input type="checkbox"/>																							
<table border="0" style="width: 100%;"> <tr> <td rowspan="2" style="vertical-align: middle;">RESULTADO NEGATIVO</td> <td rowspan="2" style="vertical-align: middle;">{</td> <td style="text-align: center;">CHAGAS:</td> <td style="text-align: center;"><input type="checkbox"/> SI <input type="checkbox"/> NO</td> <td colspan="4"></td> <td rowspan="2" style="vertical-align: middle;">PRUEBA RÁPIDA</td> <td rowspan="2" style="vertical-align: middle;">{</td> <td style="text-align: center;">+ PF.</td> <td style="text-align: center;"><input type="checkbox"/></td> </tr> <tr> <td style="text-align: center;">Negativo</td> <td style="text-align: center;"><input type="checkbox"/></td> <td colspan="4"></td> <td style="text-align: center;">N PV.</td> <td style="text-align: center;"><input type="checkbox"/></td> </tr> </table>						RESULTADO NEGATIVO	{	CHAGAS:	<input type="checkbox"/> SI <input type="checkbox"/> NO					PRUEBA RÁPIDA	{	+ PF.	<input type="checkbox"/>	Negativo	<input type="checkbox"/>					N PV.	<input type="checkbox"/>	Chagas: <input type="checkbox"/>				
RESULTADO NEGATIVO	{	CHAGAS:	<input type="checkbox"/> SI <input type="checkbox"/> NO					PRUEBA RÁPIDA	{	+ PF.	<input type="checkbox"/>																			
		Negativo	<input type="checkbox"/>							N PV.	<input type="checkbox"/>																			
NPM/DC - 18 2013						Fecha de Examen: _____																								
_____ NOMBRE / FIRMA DE MICROSCOPISTA						_____ Nombre y firma de Microscopista																								

Resultados de Lectura de Placas

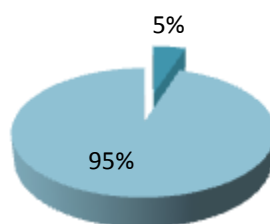
RESULTADOS DE ANALISIS DE PLASMIDIUM EN COLORACION GIEMSA				
Nº	<i>Plasmodium falciparum</i>		<i>Plasmodium Vivax</i>	
	Positivo	Negativo	Positivo	Negativo
1		X		X
2		X	X	
3		X		X
4		X		X
5		X		X
6		X		X
7		X		X
8		X		X
9		X	X	
10		X		X
11		X		X
12		X		X
13		X		X
14		X		X
15		X		X
16		X		X
17		X		X
18		X		X
19		X		X
20		X		X
21		X		X
22	x			X
23		X		X
24		X		X
25		X		X
26		X		X
27		X	X	
28		X		X
29		X		X
30		X		X
31		X		X
32		X		X
33	x			X
34		X		X
35		X		X
36		X		X
37		X	X	
38		X		X
39		X		X
40		X		X
41		X		X
42		X	X	
43		X		X
44		X		X
45		X		X
46		X		X
47		X		X
48		X		X
49		X		X
50		X		X
51		X		X
52	x			X
53		X		X
54		X		X
55		X		X
56		X		X
57		X		X
58		X		X
59		X		X
60		X		X

Incidencia de *Plasmodium*

<i>Plasmodium Falsiparum</i>		
	CANTIDAD	PORCENTAJE
<i>POSITIVO</i>	3	5,0
<i>NEGATIVO</i>	57	95,0
TOTAL	60	100

Plasmodium Faciparum

■ POSITIVO ■ NEGATIVO



<i>Plasmodium Vivax</i>		
	CANTIDAD	PORCENTAJE
<i>POSITIVO</i>	5	8,3
<i>NEGATIVO</i>	55	91,7
TOTAL	60	100

Plasmodium Vivax

■ POSITIVO ■ NEGATIVO

