

X CURSO DE PALUDISMO

**TALLER NACIONAL PARA EVALUACIÓN Y CERTIFICACIÓN
DE COMPETENCIAS EN EL DIAGNÓSTICO MICROSCÓPICO DE PALUDISMO**

Departamento de Parasitología
Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas
Administración Nacional de Laboratorios e Institutos de Salud
Secretaría de Políticas, Regulación e Institutos
Ministerio de Salud

**Buenos Aires – Argentina
4 al 8 de diciembre de 2017**

OBJETIVOS DEL CURSO

Objetivos Generales:

- Fortalecer a los Laboratorios de Referencia Jurisdiccionales de paludismo en sus capacidades diagnósticas por microscopía bajo parámetros que aseguren la calidad del resultado.
- Certificar la competencia en el diagnóstico microscópico de paludismo de los Referentes temáticos jurisdiccionales en el marco de Redes Nacionales de Laboratorio y del personal a cargo del diagnóstico dependiente de la Dirección de Epidemiología del Ministerio de Salud.

Objetivos de Aprendizaje:

Que el participante sea capaz de:

1. Adquirir conocimientos generales sobre la etiología, diagnóstico, clínica e indicaciones terapéuticas del paludismo.
2. Practicar las técnicas de toma de muestras y coloración para diagnóstico laboratorial por métodos directos.
3. Reconocer morfológicamente y diferenciar las especies y estadíos de *Plasmodium* spp. en preparados hemáticos.
4. Estimar la densidad parasitaria en muestras de gota gruesa y extendido hemático.
5. Incorporar el tema paludismo a los procesos de aseguramiento de la calidad en el diagnóstico.
6. Incorporar conocimientos básicos sobre epidemiología del paludismo.
7. Utilizar las herramientas informáticas disponibles para la notificación obligatoria de casos de paludismo.
8. Desarrollar un pensamiento crítico para la resolución de casos.
9. Compartir experiencias y dudas personales sobre el tema paludismo.

AUTORIDADES INSTITUCIONALES

INTERVENTOR DE LA ANLIS “DR. CARLOS G. MALBRÁN”:

- Dr. Carlos Alberto Ubeira

DIRECTORA DEL INSTITUTO NACIONAL DE ENFERMEDADES INFECCIOSAS:

- Bioq. Viviana Edith Molina

JEFE DEL DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA:

- Dra. Graciela Inés Santillán

ORGANIZADORES DEL CURSO

Directora:

- Dra. Silvana Carnevale (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)

Director académico:

- Dr. Jorge Velásquez (Hospital de Infecciosas “Dr. Francisco J. Muñiz”)

Consultora internacional:

- Dra. Sandra Paola Paz Almendares (Laboratorio Supranacional de Honduras, Tegucigalpa, Honduras)

Coordinadora:

- Técn. Marta Cabrera (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)

Jefes de trabajos prácticos:

- Lic. María Laura Pantano (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Lic. Germán Astudillo (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)

Docentes:

- Dr. Jorge Velásquez (Hospital de Infecciosas “Dr. Francisco J. Muñiz”)
- Dra. Silvana Carnevale (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Dra. Sandra Paola Paz Almendares (Laboratorio Supranacional de Honduras, Tegucigalpa, Honduras)
- Dr. Mario Masana Wilson (Organización Panamericana de la Salud)
- Dra. Tamara Mancero Bucheli (Organización Panamericana de la Salud)
- Dr. Lein Hung Kuo (Hospital SAMIC Oberá, Misiones)
- Dr. Tomás Orduna (Hospital de Infecciosas “Dr. Francisco J. Muñiz”)
- Dr. Nicolás Schweigmann (Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad de Buenos Aires)
- Lic. María Laura Pantano (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Bqca. María Fernanda Degese (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Lic. Germán Astudillo (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Técn. Marta Cabrera (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Lic. Cristina Karlés (Centro Nacional de Redes de Laboratorio, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Dr. Enrique Lamuedra (Centro Nacional de Redes de Laboratorio, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Carlos Giovacchini (Dirección de Epidemiología, Ministerio de Salud)
- María Pía Buyayisqui (Dirección de Epidemiología, Ministerio de Salud)
- Lic. Lucía Irazu (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Bioq. Marcelo Rodríguez (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Bioq. Claudia Espeche (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)

Auxiliares de Laboratorio:

- Bioq. Vanesa Bastin (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Bioq. Gustavo Diego (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Técn. Rocío García (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)

Asistentes administrativos:

- Lic. Margarita van Domselaar (Representación de OPS/OMS en Argentina)
- Sra. Miriam Paez (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Sra. Pilar Freyre (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Srta. María Laura Penzoni (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Sr. Ruben Romero (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)

CRONOGRAMA DE ACTIVIDADES

Día	Hora	Tema	Metodología
1 Lunes 04/12	9:00 - 9:15	Inauguración del Curso	Reunión
	9:15 - 9:30	Revisión de la estructura del curso. Objetivos de Aprendizaje	Charla informativa
	9:30 - 10:00	Marco para la eliminación del paludismo	Clase expositiva
	10:00 - 10:30	Evaluación pre-Curso	Evaluación
	10:30 - 10:45	Café	
	10:45 - 11:00	Historia del paludismo	Clase expositiva
	11:00 - 11:45	Biología y ciclo del género <i>Plasmodium</i>	Clase expositiva
	11:45 - 13:00	Toma y procesamiento de muestras para el diagnóstico de paludismo. Coloraciones.	Trabajo práctico
	13:00 - 14:00	Almuerzo	
	14:00 - 15:00	Diagnóstico microscópico de <i>Plasmodium</i> Características morfológicas de <i>Plasmodium</i> spp. Criterios de diferenciación de especies de <i>Plasmodium</i> en humanos	Clase expositiva
	15:00 - 16:30	Criterios macroscópicos y microscópicos de calidad de la gota gruesa y el extendido fino coloreados con Giemsa	Trabajo práctico
	15:30 - 17:00	Microscopía óptica de <i>Plasmodium vivax</i>	Observación microscópica
2 Martes 05/12	17:00 - 17:15	Café	
	17:15 - 19:00	Microscopía óptica de <i>Plasmodium vivax</i> , <i>Plasmodium malariae</i> y <i>Plasmodium ovale</i>	Observación microscópica
	9:00 - 10:00	Microscopía óptica de <i>Plasmodium falciparum</i>	Observación microscópica
	10:00 - 10:30	Cuantificación de la carga parasitaria	Clase teórico-práctica
	10:30 - 10:45	Café	
	10:45 - 13:00	Manifestaciones clínicas del paludismo	Clase expositiva
	13:00 - 14:00	Almuerzo	
	14:00 - 15:00	Aseguramiento de la calidad en el diagnóstico	Clase expositiva Taller
3 Miércoles 06/12	15:00 - 15:45	Guía para la certificación de los participantes	Clase expositiva
	15:45 - 17:00	Microscopía óptica de <i>P. vivax</i> , <i>P. falciparum</i> , <i>P. malariae</i> y <i>P. ovale</i>	Observación microscópica
	17:00 - 17:15	Café	
	17:15 - 19:00	Práctica para certificación de los participantes Revisión de láminas con medición de tiempo para identificación de resultados y especies	Observación microscópica
	9:00 - 10:30	Práctica para certificación de los participantes Revisión de láminas con medición de tiempo para identificación de resultados, especies, estadío, densidad	Observación microscópica
	10:30 - 10:45	Café	
	10:45 - 12:00	Redes Nacionales de Laboratorio Plataforma Virtual de Información Georreferenciada y Gestión de Redes de Laboratorios de Salud Pública	Clase expositiva
	12:00 - 13:00	Práctica para certificación de los participantes Revisión de láminas con medición de tiempo para identificación de resultados, especies, estadío, densidad	Observación microscópica
	13:00 - 14:00	Almuerzo	
	14:00 - 14:45	Diagnóstico de hemoparásitos	Clase expositiva Taller
	14:45 - 16:15	Diagnóstico diferencial	Observación microscópica
	16:15 - 17:00	Diagnóstico microscópico Identificación de los cuatro parámetros	Observación microscópica
	17:00 - 17:15	Café	
	17:15 - 19:00	Aspectos vectoriales	Clase expositiva

X Curso de Paludismo

4 Jueves 07/12	9:00 - 10:30	Notificación obligatoria de paludismo Sistema Integrado de Información Sanitaria Argentino SISA Sistema Nacional de Vigilancia de la Salud SNVS 2.0	Clase expositiva Taller
	10:30 - 10:45	Café	
	10:45 - 12:00	Revisión de láminas con medición de tiempo para identificación de resultados, especies, estadío, densidad	Observación microscópica
	12:00 - 13:00	Ecología del paludismo	Taller de elaboración grupal
	13:00 - 14:00	Almuerzo	
	14:00 - 16:00	Paludismo importado	Clase expositiva
	16:00 - 17:00	Diagnóstico microscópico Identificación de los cuatro parámetros	Observación microscópica Clase de revisión
	17:00 - 17:15	Café	
	17:15 - 19:00	Estudio de endemias y epidemias	Clase expositiva Taller de elaboración grupal
5 Viernes 08/12	9:00 - 10:00	Métodos de diagnóstico rápido Diagnóstico molecular	Clase expositiva
	10:00 - 11:00	Programa de Evaluación Externa del Desempeño para el Diagnóstico Microscópico de Malaria	Clase expositiva
	11:00 - 11:15	Café	
	11:15 - 13:30	Evaluación final Revisión de láminas con medición de tiempo para identificación de los cuatro parámetros (resultado, especie, estadío y densidad)	Evaluación
	13:30 - 14:30	Almuerzo	
	14:30 - 16:00	Evaluación del curso Compromisos Clausura y entrega de certificados (participación y certificación)	Reunión

ÍNDICE DE LA GUÍA

Contenido	<i>Página</i>
Taxonomía de plasmodios	1
Ciclo biológico de plasmodios	2
Diagnóstico microscópico del Paludismo	4
Introducción	4
Limpieza y almacenaje de portaobjetos	5
Recolección de muestras	6
Coloración de Giemsa	10
Observación microscópica	12
Recuento de parásitos	19
Registro de datos	22
Gráficos auxiliares	24

CONTENIDO DEL PENDRIVE

Contenido	Archivo
Curso 2017 - Parasitología - INEI -ANLIS	
Agenda	agenda 2017.pdf
Guía teórico-práctica	guía Paludismo 2017.pdf
Ejercicios de microscopía	ejercicios de microscopía.pdf
Paper taller grupo 1	paper taller g1.pdf
Paper taller grupo 2	paper taller g2.pdf
Listado de participantes	listado de participantes.pdf
POEs Parasitología - INEI -ANLIS	
Toma de muestras por Punción Digital	Toma de muestras por Punción Digital_IT_PR_04_CNC.pdf
Diagnóstico Microscópico de Paludismo	Diagnóstico Microscópico de Paludismo_POE_PR_20_CNC.pdf
Planilla de registro de Diagnóstico de Paludismo	Planilla de registro de Diagnóstico de Paludismo_FL_PR_19_CNC.pdf
Microscopios ópticos de campo claro	Microscopios ópticos de campo claro_POE_PR_08_CNC.pdf
CNRL - ANLIS	
Plataforma Virtual de Información Georreferenciada y Gestión de Redes de Laboratorios de Salud Pública	Documento CNRL Curso Paludismo 2017.pdf
Sistema Nacional de Laboratorios de Referencia y Redes (SNLRR)	Sistema Nacional de LRR.pdf
Bibliografía y procedimientos OMS	
Bases del diagnóstico microscópico del paludismo – 2 ^a ed- Alumno	Bases del diagnóstico microscópico del paludismo – 2 ^a ed- Alumno - 9789243547824_spa.pdf
Bases del diagnóstico microscópico del paludismo – 2 ^a ed- Instructor	Bases del diagnóstico microscópico del paludismo – 2 ^a ed- Instructor - 9789243547916_spa.pdf
Malaria Microscopy Quality Assurance Manual – Version 2	Malaria Microscopy Quality Assurance Manual – Version 2- 9789241549394_eng.pdf
CD de Diagnóstico microscópico	microscopic_diagnostic_cd_full.zip
Medios auxiliares para el diagnóstico de las infecciones palúdicas, 2000	Medios auxiliares para el diagnóstico de las infecciones palúdicas.pdf
Marco para la eliminación de la malaria	Marco para la eliminación de la malaria - 9789275319659-spa.pdf
Terminología del Paludismo	Terminología del Paludismo - WHO-HTM-GMP-2016.6-spa.pdf

World Malaria Report 2016

World Malaria report 2016 -
9789241511711-eng.pdf

Estrategia Técnica Mundial contra la Malaria 2016-2030

Estrategia Técnica Mundial contra la Malaria 2016-2030 -
9789243564999_spa.pdf

SOPs WHO

Carpeta con 18 archivos

Procedimientos y láminas CDC

Preparation of blood smears

Preparation of blood smears -
Malaria_procedures_benchaid.pdf

Staining for malaria parasites

Staining for malaria parasites -
malaria_staining_benchaid.pdf

Determination of Parasitemia

Determination of Parasitemia -
Parasitemia_and_LifeCycle.pdf

Comparison of the *Plasmodium* Species

Comparison of the Plasmodium Species -
Malaria_Comparison_p1-2.pdf

Plasmodium spp. Blood Stage Parasites, Thin Blood Smears

Plasmodium spp. Blood Stage Parasites, Thin Blood Smears -
Malaria_Comparison_p3-6.pdf

Plasmodium spp. Blood Stage Parasites, Thick Blood Smears

Plasmodium spp. Blood Stage Parasites, Thick Blood Smears -
Malaria_Comparison_p7-8.pdf

Plasmodium vivax

Plasmodium vivax -
Pvivax_benchaidV2.pdf

Plasmodium falciparum

Plasmodium falciparum -
Pfalciparum_benchaidV2.pdf

Plasmodium ovale

Plasmodium ovale -
Povale_benchaidV2.pdf

Plasmodium malariae

Plasmodium malariae -
Pmalariae_benchaidV2.pdf

X CURSO DE PALUDISMO

**TALLER NACIONAL PARA EVALUACIÓN Y CERTIFICACIÓN
DE COMPETENCIAS EN EL DIAGNÓSTICO MICROSCÓPICO DE PALUDISMO**

Departamento de Parasitología
Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas
Administración Nacional de Laboratorios e Institutos de Salud
Secretaría de Políticas, Regulación e Institutos
Ministerio de Salud

**Buenos Aires – Argentina
4 al 8 de diciembre de 2017**

OBJETIVOS DEL CURSO

Objetivos Generales:

- Fortalecer a los Laboratorios de Referencia Jurisdiccionales de paludismo en sus capacidades diagnósticas por microscopía bajo parámetros que aseguren la calidad del resultado.
- Certificar la competencia en el diagnóstico microscópico de paludismo de los Referentes temáticos jurisdiccionales en el marco de Redes Nacionales de Laboratorio y del personal a cargo del diagnóstico dependiente de la Dirección de Epidemiología del Ministerio de Salud.

Objetivos de Aprendizaje:

Que el participante sea capaz de:

1. Adquirir conocimientos generales sobre la etiología, diagnóstico, clínica e indicaciones terapéuticas del paludismo.
2. Practicar las técnicas de toma de muestras y coloración para diagnóstico laboratorial por métodos directos.
3. Reconocer morfológicamente y diferenciar las especies y estadíos de *Plasmodium* spp. en preparados hemáticos.
4. Estimar la densidad parasitaria en muestras de gota gruesa y extendido hemático.
5. Incorporar el tema paludismo a los procesos de aseguramiento de la calidad en el diagnóstico.
6. Incorporar conocimientos básicos sobre epidemiología del paludismo.
7. Utilizar las herramientas informáticas disponibles para la notificación obligatoria de casos de paludismo.
8. Desarrollar un pensamiento crítico para la resolución de casos.
9. Compartir experiencias y dudas personales sobre el tema paludismo.

AUTORIDADES INSTITUCIONALES

INTERVENTOR DE LA ANLIS “DR. CARLOS G. MALBRÁN”:

- Dr. Carlos Alberto Ubeira

DIRECTORA DEL INSTITUTO NACIONAL DE ENFERMEDADES INFECCIOSAS:

- Bioq. Viviana Edith Molina

JEFE DEL DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA:

- Dra. Graciela Inés Santillán

ORGANIZADORES DEL CURSO

Directora:

- Dra. Silvana Carnevale (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)

Director académico:

- Dr. Jorge Velásquez (Hospital de Infecciosas “Dr. Francisco J. Muñiz”)

Consultora internacional:

- Dra. Paola Paz (Laboratorio Supranacional de Honduras, Tegucigalpa, Honduras)

Coordinadora:

- Técn. Marta Cabrera (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)

Jefes de trabajos prácticos:

- Lic. María Laura Pantano (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Lic. Germán Astudillo (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)

Docentes:

- Dr. Jorge Velásquez (Hospital de Infecciosas “Dr. Francisco J. Muñiz”)
- Dra. Silvana Carnevale (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Dra. Paola Paz (Laboratorio Supranacional de Honduras, Tegucigalpa, Honduras)
- Dr. Mario Masana Wilson (Organización Panamericana de la Salud)
- Dra. Tamara Mancero Bucheli (Organización Panamericana de la Salud)
- Dr. Lein Hung Kuo (Hospital SAMIC Oberá, Misiones)
- Dr. Tomás Orduna (Hospital de Infecciosas “Dr. Francisco J. Muñiz”)
- Dr. Nicolás Schweigmann (Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad de Buenos Aires)
- Lic. María Laura Pantano (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Bqca. María Fernanda Degese (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Lic. Germán Astudillo (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Técn. Marta Cabrera (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Lic. Cristina Karlés (Centro Nacional de Redes de Laboratorio, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Dr. Enrique Lamuedra (Centro Nacional de Redes de Laboratorio, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Carlos Giovacchini (Dirección de Epidemiología, Ministerio de Salud)
- María Pía Buyayisqui (Dirección de Epidemiología, Ministerio de Salud)
- Lic. Lucía Irazu (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Bioq. Marcelo Rodríguez (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Bioq. Claudia Espeche (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)

Auxiliares de Laboratorio:

- Bioq. Vanesa Bastin (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Bioq. Gustavo Diego (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Técn. Rocío García (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)

Asistentes administrativos:

- Lic. Margarita van Domselaar (Representación de OPS/OMS en Argentina)
- Sra. Miriam Paez (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Sra. Pilar Freyre (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Sra. María Laura Penzoni (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)
- Sr. Ruben Romero (Instituto Nacional de Enfermedades Infecciosas, ANLIS “Dr. Carlos G. Malbrán”)

CRONOGRAMA DE ACTIVIDADES

Día	Hora	Tema	Metodología
1 Lunes 04/12	9:00 - 9:15	Inauguración del Curso	Reunión
	9:15 - 9:30	Revisión de la estructura del curso. Objetivos de Aprendizaje	Charla informativa
	9:30 - 10:00	Marco para la eliminación del paludismo	Clase expositiva
	10:00 - 10:30	Evaluación pre-Curso	Evaluación
	10:30 - 10:45	Café	
	10:45 - 11:00	Historia del paludismo	Clase expositiva
	11:00 - 11:45	Biología y ciclo del género <i>Plasmodium</i>	Clase expositiva
	11:45 - 13:00	Toma y procesamiento de muestras para el diagnóstico de paludismo. Coloraciones.	Trabajo práctico
	13:00 - 14:00	Almuerzo	
	14:00 - 15:00	Diagnóstico microscópico de <i>Plasmodium</i> Características morfológicas de <i>Plasmodium</i> spp. Criterios de diferenciación de especies de <i>Plasmodium</i> en humanos	Clase expositiva
	15:00 - 16:30	Criterios macroscópicos y microscópicos de calidad de la gota gruesa y el extendido fino coloreados con Giemsa	Trabajo práctico
	15:30 - 17:00	Microscopía óptica de <i>Plasmodium vivax</i>	Observación microscópica
2 Martes 05/12	17:00 - 17:15	Café	
	17:15 - 19:00	Microscopía óptica de <i>Plasmodium vivax</i> , <i>Plasmodium malariae</i> y <i>Plasmodium ovale</i>	Observación microscópica
	9:00 - 10:00	Microscopía óptica de <i>Plasmodium falciparum</i>	Observación microscópica
	10:00 - 10:30	Cuantificación de la carga parasitaria	Clase teórico-práctica
	10:30 - 10:45	Café	
	10:45 - 13:00	Manifestaciones clínicas del paludismo	Clase expositiva
	13:00 - 14:00	Almuerzo	
3 Miércoles 06/12	14:00 - 15:00	Aseguramiento de la calidad en el diagnóstico	Clase expositiva Taller
	15:00 - 15:45	Guía para la certificación de los participantes	Clase expositiva
	15:45 - 17:00	Microscopía óptica de <i>P.vivax</i> , <i>P. falciparum</i> , <i>P. malariae</i> y <i>P. ovale</i>	Observación microscópica
	17:00 - 17:15	Café	
	17:15 - 19:00	Práctica para certificación de los participantes Revisión de láminas con medición de tiempo para identificación de resultados y especies	Observación microscópica
	9:00 - 10:30	Práctica para certificación de los participantes Revisión de láminas con medición de tiempo para identificación de resultados, especies, estadío, densidad	Observación microscópica
	10:30 - 10:45	Café	
	10:45 - 12:00	Redes Nacionales de Laboratorio Plataforma Virtual de Información Georreferenciada y Gestión de Redes de Laboratorios de Salud Pública	Clase expositiva
	12:00 - 13:00	Práctica para certificación de los participantes Revisión de láminas con medición de tiempo para identificación de resultados, especies, estadío, densidad	Observación microscópica
	13:00 - 14:00	Almuerzo	
	14:00 - 14:45	Diagnóstico de hemoparásitos	Clase expositiva Taller
	14:45 - 16:15	Diagnóstico diferencial	Observación microscópica
	16:15 - 17:00	Diagnóstico microscópico Identificación de los cuatro parámetros	Observación microscópica
	17:00 - 17:15	Café	
	17:15 - 19:00	Aspectos vectoriales	Clase expositiva

X Curso de Paludismo

4 Jueves 07/12	9:00 - 10:30	Notificación obligatoria de paludismo Sistema Integrado de Información Sanitaria Argentino SISA 2.0	Clase expositiva Taller
	10:30 - 10:45	Café	
	10:45 - 12:00	Revisión de láminas con medición de tiempo para identificación de resultados, especies, estadio, densidad	Observación microscópica
	12:00 - 13:00	Ecología del paludismo	Taller de elaboración grupal
	13:00 - 14:00	Almuerzo	
	14:00 - 16:00	Paludismo importado	Clase expositiva
	16:00 - 17:00	Diagnóstico microscópico Identificación de los cuatro parámetros	Observación microscópica Clase de revisión
	17:00 - 17:15	Café	
	17:15 - 19:00	Estudio de endemias y epidemias	Clase expositiva Taller de elaboración grupal
5 Viernes 08/12	9:00 - 10:00	Métodos de diagnóstico rápido Diagnóstico molecular	Clase expositiva
	10:00 - 11:00	Programa de Evaluación Externa del Desempeño para el Diagnóstico Microscópico de Malaria	Clase expositiva
	11:00 - 11:15	Café	
	11:15 - 13:30	Evaluación final Revisión de láminas con medición de tiempo para identificación de los cuatro parámetros (resultado, especie, estadio y densidad)	Evaluación
	13:30 - 14:30	Almuerzo	
	14:30 - 16:00	Evaluación del curso Compromisos Clausura y entrega de certificados (participación y certificación)	Reunión

ÍNDICE DE LA GUÍA

Contenido	Página
Taxonomía de plasmodios	<i>I</i>
Ciclo biológico de plasmodios	<i>2</i>
Diagnóstico microscópico del Paludismo	<i>4</i>
Introducción	<i>4</i>
Limpieza y almacenaje de portaobjetos	<i>5</i>
Recolección de muestras	<i>6</i>
Coloración de Giemsa	<i>10</i>
Observación microscópica	<i>12</i>
Recuento de parásitos	<i>19</i>
Registro de datos	<i>22</i>
Gráficos auxiliares	<i>24</i>

CONTENIDO DEL PENDRIVE

Contenido	Archivo
Curso 2017 - Parasitología - INEI -ANLIS	
Agenda	agenda 2017.pdf
Guía teórico-práctica	guía Paludismo 2017.pdf
Ejercicios de microscopía	ejercicios de microscopía.pdf
Paper taller grupo 1	paper taller g1.pdf
Paper taller grupo 2	paper taller g2.pdf
Listado de participantes	listado de participantes.pdf
POEs Parasitología - INEI -ANLIS	
Toma de muestras por Punción Digital	Toma de muestras por Punción Digital_IT_PR_04_CNC.pdf
Diagnóstico Microscópico de Paludismo	Diagnóstico Microscópico de Paludismo_POE_PR_20_CNC.pdf
Planilla de registro de Diagnóstico de Paludismo	Planilla de registro de Diagnóstico de Paludismo_FI_PR_19_CNC.pdf
Microscopios ópticos de campo claro	Microscopios ópticos de campo claro_POE_PR_08_CNC.pdf
CNRL - ANLIS	
Plataforma Virtual de Información Georreferenciada y Gestión de Redes de Laboratorios de Salud Pública	Documento CNRL Curso Paludismo 2017.pdf
Sistema Nacional de Laboratorios de Referencia y Redes (SNLRR)	Sistema Nacional de LRR.pdf
Bibliografía y procedimientos OMS	
Bases del diagnóstico microscópico del paludismo – 2 ^a ed- Alumno	Bases del diagnóstico microscópico del paludismo – 2 ^a ed- Alumno - 9789243547824_spa.pdf
Bases del diagnóstico microscópico del paludismo – 2 ^a ed- Instructor	Bases del diagnóstico microscópico del paludismo – 2 ^a ed- Instructor - 9789243547916_spa.pdf
Malaria Microscopy Quality Assurance Manual – Version 2	Malaria Microscopy Quality Assurance Manual – Version 2- 9789241549394_eng.pdf
CD de Diagnóstico microscópico	microscopic_diagnostic_cd_full.zip
Medios auxiliares para el diagnóstico de las infecciones palúdicas, 2000	Medios auxiliares para el diagnóstico de las infecciones palúdicas.pdf
Marco para la eliminación de la malaria	Marco para la eliminación de la malaria - 9789275319659-spa.pdf
Terminología del Paludismo	Terminología del Paludismo - WHO-HTM-GMP-2016.6-spa.pdf

World Malaria Report 2016

World Malaria report 2016 -
9789241511711-eng.pdf

Estrategia Técnica Mundial contra la Malaria 2016-2030

Estrategia Técnica Mundial contra la Malaria 2016-2030 -
9789243564999_spa.pdf

SOPs WHO

Carpeta con 18 archivos

Procedimientos y láminas CDC

Preparation of blood smears

Preparation of blood smears -
Malaria_procedures_benchaid.pdf

Staining for malaria parasites

Staining for malaria parasites -
malaria_staining_benchaid.pdf

Determination of Parasitemia

Determination of Parasitemia -
Parasitemia_and_LifeCycle.pdf

Comparison of the *Plasmodium* Species

Comparison of the Plasmodium Species -
Malaria_Comparison_p1-2.pdf

Plasmodium spp. Blood Stage Parasites, Thin Blood Smears

Plasmodium spp. Blood Stage Parasites, Thin Blood Smears -
Malaria_Comparison_p3-6.pdf

Plasmodium spp. Blood Stage Parasites, Thick Blood Smears

Plasmodium spp. Blood Stage Parasites, Thick Blood Smears -
Malaria_Comparison_p7-8.pdf

Plasmodium vivax

Plasmodium vivax -
Pvivax_benchaidV2.pdf

Plasmodium falciparum

Plasmodium falciparum -
Pfalciparum_benchaidV2.pdf

Plasmodium ovale

Plasmodium ovale -
Povale_benchaidV2.pdf

Plasmodium malariae

Plasmodium malariae -
Pmalariae_benchaidV2.pdf

Taxonomía de los plasmodios

Los parásitos del paludismo son protozoos (del griego *protos*=primero; *zoon*=un animal viviente) correspondientes a organismos unicelulares. Los esporozoos (del griego *sporos*=una semilla; *zoon*=animal viviente), son protozoos que forman esporos después de la unión de las células sexualmente diferenciadas. La clase Sporozoea, a la cual pertenecen los parásitos de la malaria, está dividida en varios órdenes, clasificados a su vez en sub-órdenes, uno de los cuales es el sub-orden Haemosporidiidae. Los Haemosporidiidae son parásitos que pasan una parte de su ciclo biológico en las células sanguíneas. Los tres géneros de los Haemosporidiidae incluyen el género *Plasmodium*, en el cual la multiplicación asexual o esquizogonia, toma lugar en los glóbulos rojos del huésped (algunas especies pueden multiplicarse en células de otros tejidos).

Incluidas en el género *Plasmodium* hay más de 100 especies, que infectan al hombre y otros mamíferos, aves y reptiles. Las cinco especies que infectan al hombre son: *Plasmodium vivax*, *Plasmodium falciparum*, *Plasmodium malariae*, *Plasmodium ovale* y *Plasmodium knowlesi*.

La posición taxonómica de los parásitos del paludismo es:

Subreino Protozoa

Phylum Apicomplexa

Clase Sporozoea

Subclase Coccidia

Orden Eucoccidiida

Suborden Haemosporidiidea

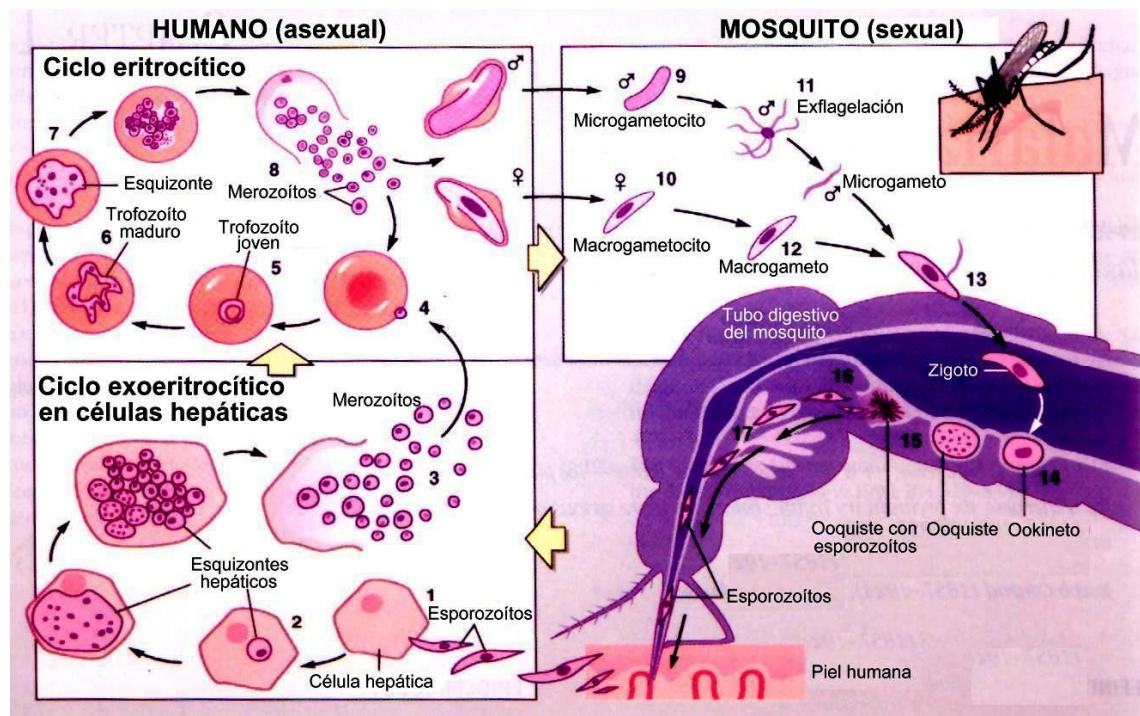
Familia Plasmodiidae

Género *Plasmodium*

Ciclo biológico de plasmodios

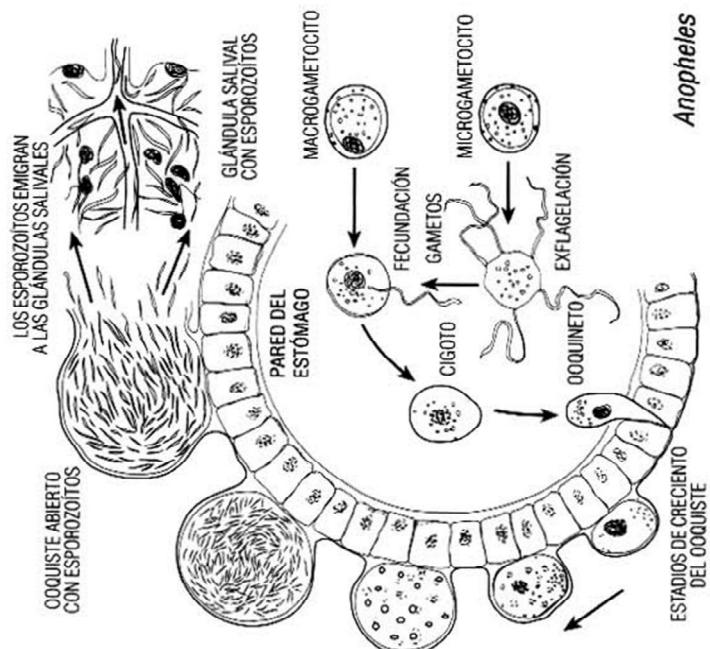
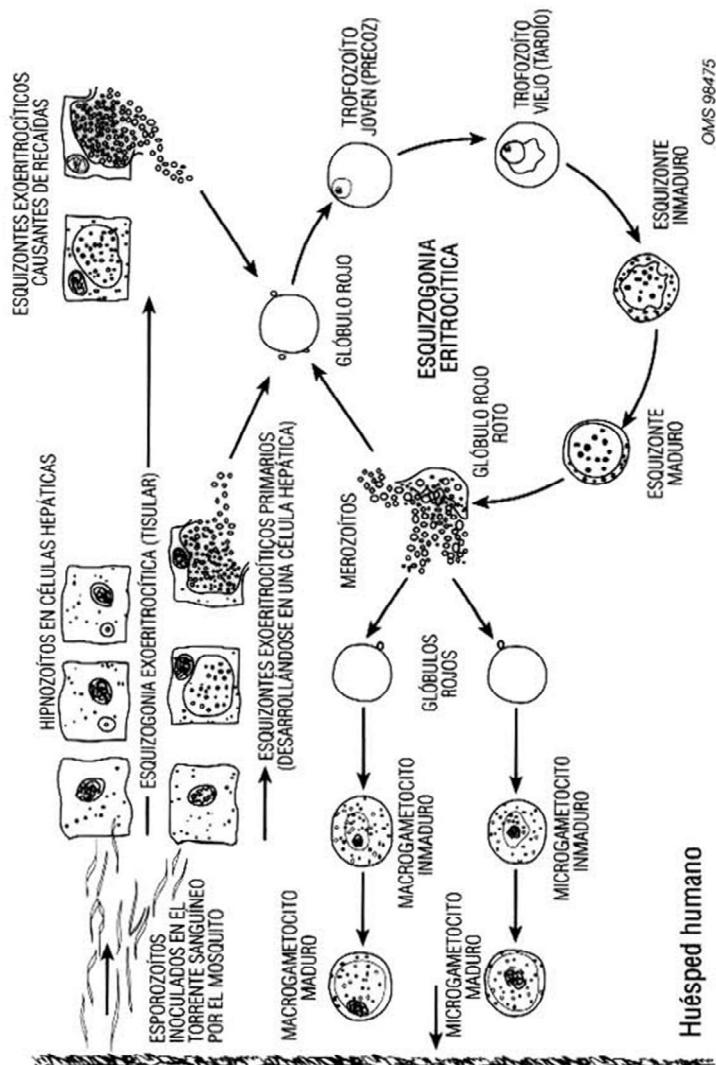
El ciclo evolutivo de las cuatro especies de plasmodios que infectan al hombre es similar. Comporta dos hospederos:

- los mosquitos del género *Anopheles*, en los cuales los parásitos efectúan el ciclo sexuado o esporogonia (del griego sporos=una semilla; genesis=producción)
- el huésped vertebrado (humano), en donde se efectúa la multiplicación asexuada o esquizogonia (del griego schizein=fragmentar; genesis=producción), con dos fases: la primera que ocurre en los hepatocitos (exoeritrocítica) y la segunda en los eritrocitos (eritrocítica).



Ciclo biológico de los parásitos del paludismo humano. Ciclo en el humano (1 a 10) y en el mosquito (9 a 17). Los estadios exoeritrocíticos son 1 a 3, los estadios eritrocíticos son 4 a 8, y las formas sexuales (también circulantes en sangre) son 9 y 10.

- | | |
|---|---|
| 1. Invasión del esporozoito en el hepatocito humano | 11. Exflagelación del microgametocito |
| 2. Esquizonte exoeritrocítico | 12. Macrogameto y microgameto |
| 3. Ruptura del hepatocito liberando los merozoitos | 13. Fertilización y formación del zigoto |
| 4. Invasión del eritrocito humano por merozoito | 14. Ookineto e invación en el epitelio del intestino medio del mosquito |
| 5. Trofozoito (forma de anillo) | 15. Formación de oocistio y esporozoito en el epitelio del intestino medio del mosquito |
| 6. Trofozoito maduro | 16. Ruptura del oocistio y liberación de los esporozoitos |
| 7. Esquizonte | 17. Migración de esporozoitos a las glándulas salivales del mosquito y luego, a través de la probóscide en la próxima víctima |
| 8. Ruptura del eritrocito liberando los merozoitos | |
| 9. Microgametocito masculino | |
| 10. Macrogametocito femenino | |



Diagnóstico microscópico del Paludismo

1. Introducción

La microscopía óptica convencional es el método establecido para la confirmación laboratorial de paludismo.

La observación cuidadosa de un microscopista experto, así como preparaciones hemáticas bien realizadas y coloreadas continúan siendo el “gold standard” para la detección e identificación de plasmodios. El estudio clásico consiste en:

1. Colección de sangre por punción digital
2. Preparación de gota gruesa y extendido hemático
3. Coloración de los preparados sanguíneos (generalmente con Giemsa)
4. Examen microscópico a 1000X

Ventajas de la microscopía convencional

- Es un método sensible. Cuando se realiza por un microscopista experto, se pueden detectar densidades parasitarias de hasta 10 parásitos/ μl de sangre. Esta sensibilidad es raramente alcanzada. En general, en condiciones típicas de trabajo, es de aproximadamente 100 parásitos/ μl de sangre.
- Es informativa. Cuando se encuentran los parásitos, ellos pueden ser caracterizados en cuanto a especie y estadío circulante. Los microscopistas expertos pueden también detectar ocasionalmente alteraciones inducidas por tratamientos recientes.
- Es cuantificable. Las densidades parasitarias pueden ser calculadas, demostrando casos de hiperparasitemias (que pueden estar asociados a malaria severa) y respuesta a quimioterapia.
- Es relativamente de bajo costo. Además de su bajo costo intrínseco, el test puede ser utilizado en servicios de salud para otros diagnósticos.
- Es una técnica de diagnóstico general que puede ser acoplada a distintos programas de control de enfermedades.
- Provee un registro permanente de hallazgos diagnósticos, que pueden ser sujetos a control de calidad.

Desventajas de la microscopía convencional

- Requiere de trabajo intenso y con alto consumo de tiempo, ya que se necesitan al menos 60 minutos desde la colección de la muestra hasta el resultado. Se ha observado que la sensibilidad del método depende del tiempo de lectura de las láminas.
- Depende absolutamente de la calidad de reactivos, de los microscopios y esencialmente de personal bien entrenado y supervisado.
- Puede haber demoras en la obtención de los resultados para su entrega a los médicos.

Es importante recordar que precauciones universales deben ser usadas en todo momento cuando se manipula sangre u otros fluidos biológicos.

2. Limpieza y almacenaje de portaobjetos

Introducción:

El objetivo es realizar de forma correcta el lavado, secado y almacenaje de los portaobjetos destinados a la preparación de la gota gruesa y extendido hemático. Los portaobjetos aunque estén nuevos siempre presentan grasa adherida al cristal, la cual es removida con ligeros movimientos con una esponja impregnada de jabón pH neutro y enjuagues con metanol.

Materiales:

- Metanol
- Jabón líquido concentrado neutro
- Láminas portaobjeto
- Recipiente de plástico de tamaño mediano
- Recipiente con tapa hermética de tamaño mediano
- Probeta
- Esponja suave
- Paños que no dejen pelusas (de los utilizados para secar la vajilla o la cristalería)
- Grifo con fuente de agua limpia.
- Etiquetas
- Cinta adhesiva
- Marcador indeleble

Nota: El número máximo de láminas por recipiente es de 100-150 láminas portaobjeto.

Procedimiento

1. Colocar todos los materiales en la superficie de trabajo.
2. Preparar 200 ml de solución jabonosa al 3%.
3. Colocarla en el recipiente plástico de tamaño mediano.
4. Separar los nuevos portaobjetos unos de otros e introducirlos en la solución jabonosa durante 4 a 8 horas (toda la noche para mayor comodidad).
5. Frotar ambas superficies de la lámina portaobjeto con la esponja, sujetando la lámina entre el dedo pulgar y el dedo índice.
6. Enjuagar las láminas portaobjetos una por una en agua limpia para eliminar el detergente.
7. Eliminar el exceso de agua de las láminas portaobjetos.
8. Colocar las láminas portaobjeto en el recipiente con metanol y enroscar bien la tapa. Mantenerlo alejado de la luz solar directa.
9. Sacar lámina por lámina e ir secando muy bien con un paño limpio que no deje pelusas. Sostener la lámina portaobjeto siempre por los bordes.

10. Colocar las láminas limpias en el portaláminas, sellar y rotular. Están listas para ser utilizadas.

Interferencias

Los portaobjetos que tengan ligeros rallones no se consideran aptos para las extensiones sanguíneas ya que esto disminuye la calidad de la lámina.

Si no se evita guardarlas en un medio seco, existe la posibilidad de que haya crecimiento de hongos.

Esquema

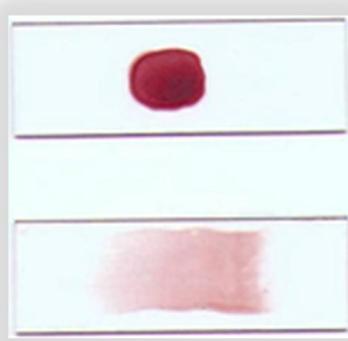


3. Recolección de muestras

Introducción:

Las muestras a obtener son las siguientes:

- Extendido hemático: consiste en una capa simple de glóbulos rojos y es usado como etiqueta para identificar al paciente. Revela detalles del glóbulo rojo parasitado y permite la identificación de especie.
- Gota gruesa: se efectúa con un gran número de glóbulos rojos deshemoglobinizados. Todos los parásitos presentes son concentrados en un área más pequeña que en el extendido hemático, son observados más rápidamente por microscopía y permite el diagnóstico con bajos niveles de parasitemia.



Materiales:

- Portaobjetos limpios y envueltos individualmente
- Lancetas estériles
- Alcohol
- Algodón
- Caja para secado y almacenamiento de muestras
- Planilla de registro
- Lápiz de cera
- Lápiz
- Bolígrafo
- Guantes

Nota: Los portaobjetos deberán ser nuevos o usados, previamente lavados con agua jabonosa, enjuagados con agua corriente, secados y almacenados libres de polvo. No deberán utilizarse vidrios rayados o con roturas. Los portaobjetos limpios deberán ser manipulados por los bordes para evitar marcas o grasitud sobre la superficie. Ver instrucciones del ítem 2.

Procedimiento:

Durante la toma de muestras el operador deberá utilizar guantes. El extendido hemático y la gota gruesa podrán ser tomados en un solo portaobjetos, dividido con un trazo de lápiz de cera. Para la obtención de la muestra se realizará el siguiente protocolo:

1. Sostener la mano izquierda del paciente con la palma hacia arriba y seleccionar el dedo anular.
2. Limpiar firmemente el dedo con algodón embebido en alcohol, para remover suciedad o grasitud de la yema del dedo. Secar con un algodón limpio fuertemente para estimular la circulación sanguínea.
3. Punzar la cara lateral del dedo con una lanceta estéril. Aplicar una presión suave para que salga la primer gota, descartarla en un algodón y asegurarse que no quede resto de algodón en el dedo.
4. Colectar la sangre rápidamente manipulando un portaobjetos limpio por los bordes.
5. Aplicar presión suave sobre el dedo y colectar una pequeña gota en el medio del vidrio (para el extendido)
6. Aplicar más presión y colectar 2 o 3 gotas mayores sobre el vidrio a 1 cm de la colectada para el extendido
7. Limpiar la sangre remanente en el dedo con un algodón
8. Para el extendido hemático: usando un segundo portaobjetos como "extensor" y con el vidrio con la gotas de sangre apoyado en una superficie plana y firme, tocar la gota pequeña con el extensor permitiendo que la sangre corra por su borde. Firmemente deslizar el extensor a lo largo del portaobjetos, manteniendo el extensor en ángulo de 45°. Asegurarse de que el extensor esté continuamente en contacto con el portaobjetos durante todo el tiempo en que la sangre está siendo extendida.
9. Para la gota gruesa: usando la esquina del extensor, rápidamente juntar las gotas de sangre y extenderlas para realizar la gota gruesa. La sangre no debe ser mezclada excesivamente pero debe ser extendida con 3 a 6 movimientos circulares o rectangulares. La gota gruesa debe ser de aproximadamente 1 cm de diámetro.
10. Marcar el extendido con un lápiz blando escribiendo sobre la parte más gruesa el nombre o número de paciente y la fecha.
11. Permitir el secado sobre una superficie plana, protegido de insectos polvo y calor extremo.
12. Realizar por lo menos 3 portaobjetos por paciente.

Comentarios:

Existen fallas comunes cuando se efectúan preparados hemáticos:

- demasiada sangre: en gota gruesa habrá muchos glóbulos blancos por campo y pueden esconder los parásitos; en extendido hemático se superponen los glóbulos rojos y no se podrá observar.
- poca sangre: la muestra será escasa para examinar.
- portaobjeto engrasado: el extendido puede estar distribuido no uniformemente y la gota gruesa puede desprenderse.
- Extensor roto en el borde: extendido hemático no uniforme y a rayas.

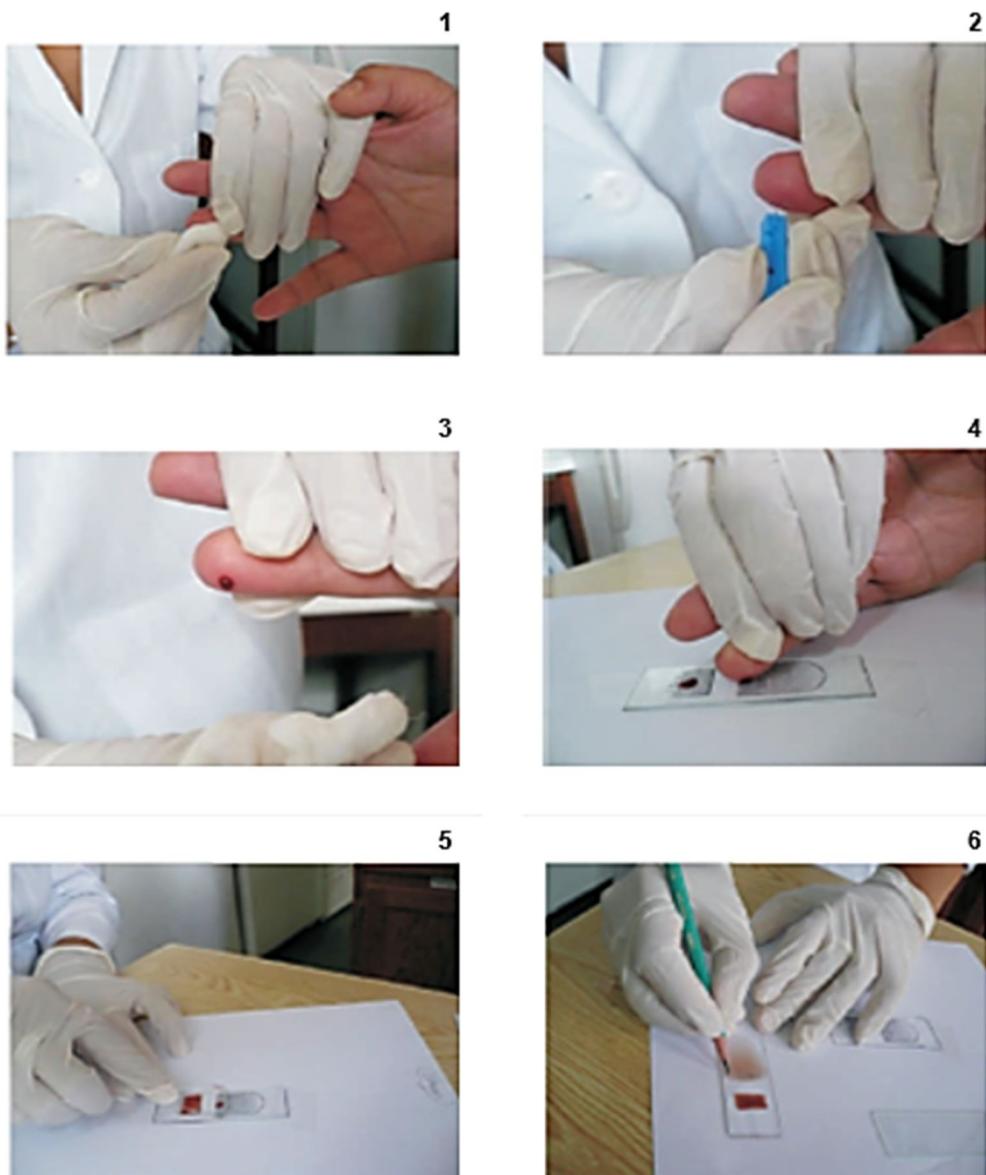
Especificaciones de desempeño del procedimiento:

Límite de detección: el umbral teórico de detección en gota gruesa es de cuatro parásitos/ μl de sangre (100 campos/objetivo de inmersión es equivalente aproximadamente a 0.25 μl de sangre).

Sensibilidad: la gota gruesa tiene una alta sensibilidad por la que es considerada estándar de oro para el diagnóstico de la malaria.

Especificidad: el extendido hemático es específico debido a que es tres veces menos concentrado que la gota gruesa.

Esquema



4. Coloración de Giemsa

Introducción:

Para la identificación de los parásitos es necesario colorear las muestras. La coloración de Giemsa es la más común. En ella, el fijador y el colorante están separados.

Materiales:

- Jarra de Coplin
- Solución de Giemsa 20%
- Metanol
- Agua corriente
- Probeta
- Pipeta
- Reloj
- Gradilla de secado
- Guantes

Preparación de soluciones

▪ Solución de Giemsa 20%

Solución stock de Giemsa 20 ml
Agua corriente 80 ml

Filtrar con papel Whatman #1 y usar inmediatamente.

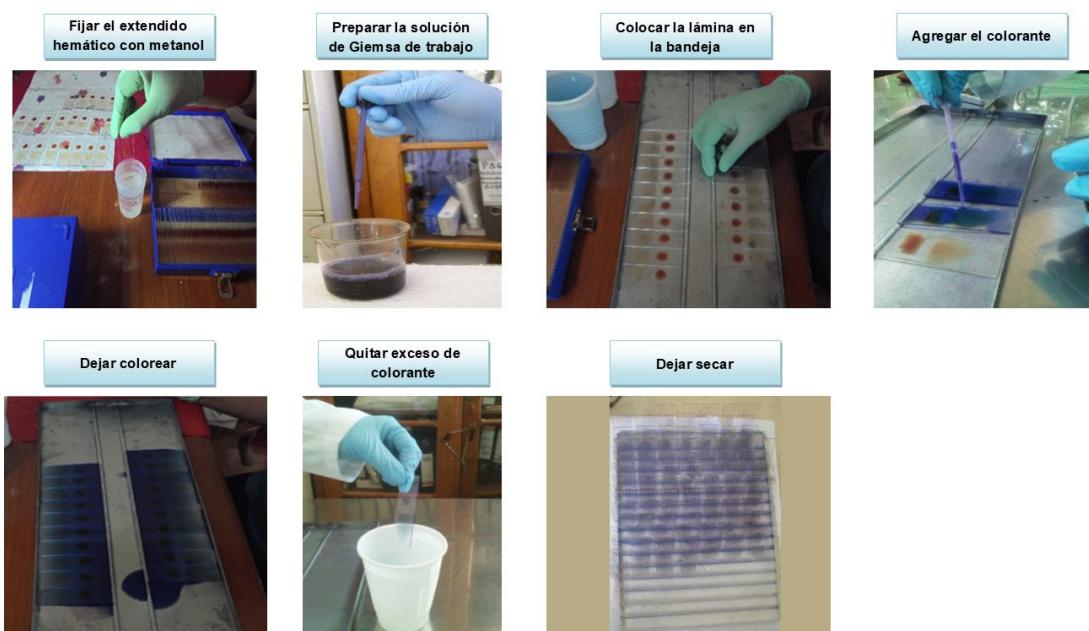
Procedimiento:

1. Fijar los extendidos hemáticos colocándolos en una jarra para portaobjetos conteniendo metanol (sólo hasta la altura del extendido). Evitar que el metanol o sus vapores entren en contacto con la gota gruesa (ésta no se fija). Fijar durante 1 minuto.
Nota: Si se prolonga demasiado el tiempo de fijación puede resultar difícil observar las granulaciones de Schüffner y Maurer. La gota gruesa no debe fijarse para permitir la deshemoglobinización.
2. Colocar la solución de Giemsa 20% en la jarra de coloración hasta que los portaobjetos se encuentren totalmente cubiertos.
3. Dejar en coloración durante 20 minutos (este tiempo deberá ser controlado con cada lote de solución stock de Giemsa).
4. Lavar con agua corriente.
5. Secar al aire en una gradilla de secado de portaobjetos.

Comentarios:

- Los preparados sanguíneos deben ser coloreados lo más pronto posible, ya que períodos prolongados de almacenamiento pueden causar retención del colorante.
- Después del secado, los preparados son observados por inmersión, colocando el aceite directamente sobre la muestra sin cubrir.
- La solución stock de Giemsa debe ser testada cada vez que se inicia un nuevo lote. Deberán considerarse la concentración y tiempo de coloración adecuados para la demostración de plasmodios.

Esquema:



5. Observación microscópica

Materiales:

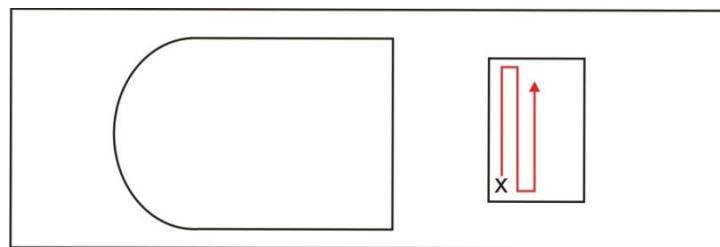
- Microscopio binocular con ocular 10X y objetivo 100X
- Aceite de inmersión
- Xilol
- Papel tipo tissue

Procedimiento:

La observación microscópica debe realizarse con aceite de inmersión a 1000 aumentos (ocular 10X, objetivo 100X), recorriendo la totalidad del preparado.

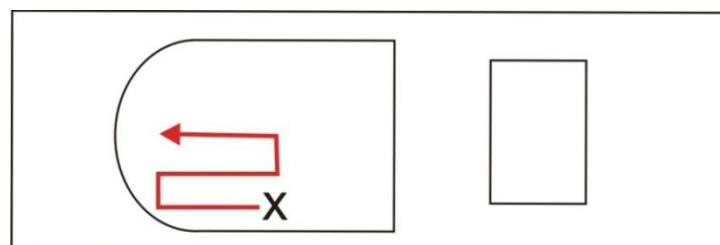
Exploración de la gota gruesa

Se debe colocar la lámina sobre la platina del microscopio y se dispone del objetivo de inmersión (100X) en dirección a la X marcada en el diagrama abajo. Se coloca una gota de aceite de inmersión y se hace descender el objetivo hasta que hace contacto con el aceite. Se debe observar la lámina antes de iniciar el conteo siguiendo la pauta de movimiento indicada. Si se encuentran parásitos, se debe confirmar la especie encontrada antes de proceder a estimar la densidad parasitaria. La observación posibilita la identificación de infecciones mixtas. Para el conteo de leucocitos y de parásitos se puede utilizar un contador manual.



Exploración del extendido hemático

El extendido hemático se observa en el borde distal (cola) debido a que es ahí donde las células 1) están distribuidas de manera más uniforme, 2) se encuentran en una sola capa, y 3) presentan una distorsión mínima. Se debe colocar la lámina sobre la platina del microscopio y se dispone del objetivo de inmersión (100X) en dirección a la X marcada en el diagrama abajo. Se coloca una gota de aceite de inmersión y se hace descender el objetivo hasta que hace contacto con el aceite. Se debe observar siguiendo la pauta de movimiento indicada.



Comentarios:

Cuando se examinan los extendidos hemáticos y las gotas gruesas coloreados con Giemsa, es necesario reconocer los distintos componentes sanguíneos:

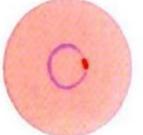
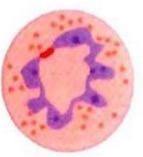
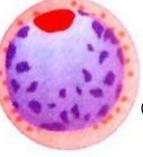
- En extendido hemático: se observan glóbulos rojos, glóbulos blancos y plaquetas.
Glóbulos rojos: se observan redondeados o como discos bicóncavos, generalmente de color rosa pálido, con un diámetro aproximado de 7.5 μm . No presentan núcleo.
Glóbulos blancos: Se tiñen diferente según las distintas subpoblaciones. El núcleo se tiñe de color púrpura, con citoplasma pálido; los gránulos eosinófilos son rojo brillante y los gránulos neutrófilos púrpura oscuro.
Plaquetas: Se observan como cuerpos pequeños teñidos de rojo, de forma irregular, generalmente en grupos.
- En gota gruesa: se observan restos de glóbulos rojos, glóbulos blancos y plaquetas.

Identificación de plasmodios:

- En extendido hemático: deben observarse los hematíes infectados y los parásitos dentro de ellos, en cuanto a tamaño y forma.
- En gota gruesa: los glóbulos rojos quedan lisados, de manera que el diagnóstico se basa en el aspecto del parásito. Los organismos suelen ser más compactos y densos que en el extendido hemático

A continuación se presentan las principales características de las cinco especies de plasmodios que infectan al hombre, observadas en extendidos hemáticos y gotas gruesas coloreados con Giemsa.

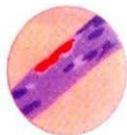
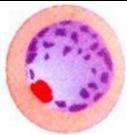
Plasmodium vivax

Estadio	Extendido hemático	Gota gruesa	Gráfico
Trofozoíto joven	<p>Tamaño: 2 a 3 μm de diámetro (1/3 del diámetro del glóbulo rojo)</p> <p>Número: moderado; 1 por glóbulo rojo</p> <p>Forma: irregularmente redondeado</p> <p>Citoplasma: dispuesto regularmente en forma de anillo alrededor de la vacuola</p> <p>Cromatina: punto único importante</p> <p>Pigmento: gránulos finos difíciles de distinguir distribuidos principalmente alrededor de la vacuola</p>	<p>Tamaño: pequeños a grandes</p> <p>Número: escaso a moderado</p> <p>Forma: anillo roto o formas irregulares</p> <p>Citoplasma: irregular o fragmentado</p> <p>Cromatina: botón simple bastante grande</p> <p>Pigmento: difícil de distinguir</p>	
Trofozoíto maduro	<p>Tamaño: grande. No es posible medirlo pues los pseudópodos tienden a ocupar el glóbulo rojo infectado</p> <p>Número: moderado</p> <p>Forma: ameboide, irregular</p> <p>Citoplasma: en jirones, unidos por finos puentes apenas visibles. Retiene 1 o más vacuolas</p> <p>Cromatina: condensada como punto importante</p> <p>Pigmento: en forma de bastones finos, cortos, visibles</p>	<p>Tamaño: grande</p> <p>Número: moderado</p> <p>Forma: compactas, densas</p> <p>Citoplasma: irregular, fragmentado</p> <p>Cromatina: punto único importante</p> <p>Pigmento: fino y desperdigado</p>	
Esquizonte joven	<p>Tamaño: grande</p> <p>Número: moderado</p> <p>Forma: ameboide, irregular</p> <p>Citoplasma: condensado, escasa vacuola</p> <p>Cromatina: fragmentada en segmentos grandes</p> <p>Pigmento: en forma de bastones finos</p>	<p>Tamaño: grande</p> <p>Número: moderado</p> <p>Forma: compacta</p> <p>Citoplasma: fragmentado</p> <p>Cromatina: fragmentada</p> <p>Pigmento: discreto, suavemente concentrado en 1 o 2 áreas</p>	
Esquizonte maduro	<p>Tamaño: aproximadamente 8 μm, ocupa la mayor parte del glóbulo rojo</p> <p>Número: pocos a moderados</p> <p>Forma: redondeada, con 12 a 24 merozoítos grandes</p> <p>Citoplasma: organizado alrededor de cada gránulo de cromatina, desaparece vacuola</p> <p>Cromatina: en cada merozoito como gránulo único</p> <p>Pigmento: condensado en cualquier punto del parásito formando un bloque único (coalescente)</p>	<p>Tamaño: grande</p> <p>Número: escaso a moderado</p> <p>Forma: con 16 merozoítos en promedio en conglomerado irregular</p> <p>Citoplasma: en cada merozoito</p> <p>Cromatina: en cada merozoito</p> <p>Pigmento: aparece como una masa suelta</p>	
Gametocito	<p>Tamaño: 4 a 7 μm de diámetro</p> <p>Número: cantidad variable según cepas</p> <p>Forma: redondeado</p> <p>Citoplasma: denso, con diferencias tinteriales según sexo</p> <p>Cromatina: compacta, excéntrica</p> <p>Pigmento: difuso y granuloso</p>	<p>Tamaño: grande</p> <p>Número: pocos a moderado</p> <p>Forma: redondeada</p> <p>Citoplasma: denso, pero pueden aparecer formas erosionadas donde no se observa citoplasma (sólo cromatina y pigmento)</p> <p>Cromatina: única, bien definida en el femenino y difusa en el masculino</p> <p>Pigmento: fino y desperdigado</p>	 
Glóbulo rojo infectado	<p>1.5 a 2 veces mayor de lo normal</p> <p>Forma oval a normal.</p> <p>Granulaciones de Schüffner finas presentes (poco abundantes en trofozoíto joven y abundantes en el resto de los estadios)</p>	<p>Granulaciones de Schüffner en fantasma de eritrocitos, especialmente en el borde del preparado</p>	

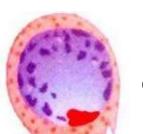
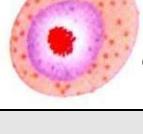
Plasmodium falciparum

Estadio	Extendido hemático	Gota gruesa	Gráfico
Trofozoíto joven	Tamaño: pequeño y delicado; 1 a 2 μm de diámetro	Tamaño: pequeño	
	Número: puede haber dos o más anillos por glóbulo rojo	Número: abundante	
	Forma: de anillo; formas adheridas frecuentes, formas de herradura	Forma: anulares, en coma y de herradura	
	Citoplasma: forma de anillo delgado, pero también puede disponerse como una masa paranuclear o como una cinta rodeando el glóbulo rojo. Vacuola bien desarrollada	Citoplasma: anillo, coma, signo de exclamación	
	Cromatina: granulos pequeños, 1 o 2, excéntrico, frecuentemente hace saliente fuera de la línea general del anillo ("anillo de sello")	Cromatina: a menudo 2 gránulos	
	Pigmento: no se observa	Pigmento: no se observa	
Trofozoíto maduro	Tamaño: aproximadamente 2 μm	Tamaño: moderado	
	Número: muy escasos	Número: muy escasos	
	Forma: anillo	Forma: anillo	
	Citoplasma: anillo ancho que puede estar más engrosado en una dirección, dando aspecto en llama de vela, red de mariposa, chal	Citoplasma: compacto	
	Cromatina: gránulo simple o doble a veces en forma de haltera	Cromatina: gránulo simple o doble	
Esquizonte joven	Pigmento: en gránulos	Pigmento: pocos gránulos gruesos	
	Tamaño: moderado	Tamaño: moderado	
	Número: No se observan en sangre periférica excepto en infecciones severas; las fases de desarrollo que siguen a la forma de anillo ocurren en los capilares de las vísceras	Número: No se observan en sangre periférica excepto en infecciones severas; las fases de desarrollo que siguen a la forma de anillo ocurren en los capilares de las vísceras	
	Forma: irregular	Forma: compacto, oscuramente teñido	
	Citoplasma: denso, homogéneo, y se condense secundariamente alrededor de las masas nucleares	Citoplasma: llena los espacios entre los fragmentos de cromatina como una cubierta incompleta	
Esquizonte maduro	Cromatina: en segmentos que pueden estar escondidos	Cromatina: segmentos claramente definidos	
	Pigmento: agrupado en la zona central	Pigmento: fusionado en una masa oscura simple	
	Tamaño: 5 a 6 μm de diámetro	Tamaño: pequeño a moderado	
	Número: No se observan en sangre periférica excepto en infecciones severas	Número: No se observan en sangre periférica excepto en infecciones severas	
	Forma: masa redondeada	Forma: redondeada	
Gametocito	Citoplasma: con merozoitos (8-40) pequeños y ausencia de vacuola	Citoplasma: rodeando a la cromatina, formando los merozoitos agrupados o desperdigados	
	Cromatina: en bloques de tamaño y forma múltiple; secundariamente esos fragmentos se organizan en gránulos idénticos en número de 8-40	Cromatina: gránulos uniformes, ovales o redondeados	
	Pigmento: en masa única	Pigmento: masa coalescente única oscura	
	Tamaño: 8-10 $\mu\text{m} \times 2-6 \mu\text{m}$	Tamaño: moderado, largo	
	Número: dependiente de la cepa y antigüedad de la infección	Número: dependiente de cepa y antigüedad de la infección	
Glóbulo rojo infectado	Forma: semilunar o elipse irregular	Forma: formas inmaduras puntiagudas poco corrientes; formas maduras semilunares	
	Citoplasma: sin vacuola, con características tintoriales según sexo	Citoplasma: con características tintoriales según sexo; oscuro en el femenino; pálido en el masculino	
	Cromatina: central y densa en el femenino (puede estar oculta por el pigmento); menos densa y difusa en el masculino	Cromatina: bien definida en el femenino; difusa en el masculino	
	Pigmento: color castaño oscuro en forma de gránulos irregulares o de bastoncitos cortos; condensado en el núcleo en el femenino; distribuido en todo el citoplasma en el masculino	Pigmento: concentrado cerca del centro en el femenino; disperso y granular en el masculino	
Glóbulo rojo infectado	Tamaño y forma normal. Pueden observarse granulaciones de Maurer. Puede estar distorsionado con crenación.	Se pueden observar fantasmas de glóbulos rojos	

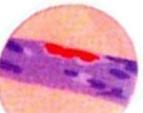
Plasmodium malariae

Estadio	Extendido hemático	Gota gruesa	Gráfico
Trofozoíto joven	Tamaño: pequeño (menor que <i>P. vivax</i>); ocupa 1/8 del glóbulo rojo; 1,5 a 3 μm	Tamaño: pequeño	
	Número: escaso; 1 anillo por glóbulo rojo	Número: generalmente escaso	
	Forma: anillo con cierta tendencia a deformarse; puede ser ovalado e inclusive tomar aspecto más deformado (ej.: en gancho)	Forma: anular o redondeada	
	Citoplasma: condensado en una sola dirección y tiende precozmente a formar una banda ecuatorial a través del hemátie; con vacuola	Citoplasma: irregular	
	Cromatina: única, ovalada, en el interior del anillo	Cromatina: única, grande	
Trofozoíto maduro	Pigmento: esparcido en el citoplasma	Pigmento: desperdigado, abundante, con tono amarillento	
	Tamaño: 3 a 4 μm de lado	Tamaño: mayor que el trofozoíto joven	
	Número: moderado	Número: moderado a bajo	
	Forma: rígida, en cuadrilátero compacto, en banda ecuatorial en la parte media del glóbulo rojo	Forma: compacta, redondeada	
	Citoplasma: denso y sin vacuola	Citoplasma: contraído alrededor de la cromatina en forma redondeada, oval o de banda; desaparece la vacuola	
Esquizoonte joven	Cromatina: grande, densa, puede estar escondida por el pigmento	Cromatina: grande, densa, en masa única	
	Pigmento: abundante, granuloso, con tendencia a distribuirse en la periferia	Pigmento: muy abundante	
	Tamaño: aproximadamente 6 μm	Tamaño: grande	
	Número: escaso	Número: escaso	
	Forma: redondeada	Forma: menos compacta que trofozoíto maduro	
Esquizoonte maduro	Citoplasma: fragmentado	Citoplasma: en trozos	
	Cromatina: fragmentada en gránulos individuales	Cromatina: segmentada en tamaño y formas irregulares	
	Pigmento: en gránulos dispersos en periferia o centro	Pigmento: desperdigado como pequeños gránulos	
	Tamaño: 4 a 6 μm	Tamaño: moderado	
	Número: generalmente escaso	Número: escaso	
Gametocito	Forma: masa redondeada de aspecto cada vez más regular a medida que se organiza la rosácea. Con 6 a 12 merozoítos (habitualmente 8) que forman el "cuerpo en margarita"	Forma: compacta con 6-12 merozoítos en conglomerado laxo	
	Citoplasma: denso, acumulado alrededor de cada gránulo de cromatina, escaso	Citoplasma: cubriendo el núcleo de cada merozoíto	
	Cromatina: repartida, distribuida armoniosamente alrededor de un centro	Cromatina: óvalo oscuro en cada merozoíto	
	Pigmento: forma un corpúsculo central	Pigmento: colección compacta de gránulos, color marrón verdoso	
	Tamaño: 4 a 6 μm de diámetro	Tamaño: moderado	
Glóbulo rojo infectado	Número: cantidad variable, generalmente bastante escasos	Número: escasos	
	Forma: redonda	Forma: compacta, redondeada u oval	
	Citoplasma: bastante denso, sin vacuola	Citoplasma: denso	
	Cromatina: de densidad variable según sexo	Cromatina: masa única redonda o irregular en le femenino; difusa en el masculino	
	Pigmento: gránulos que tienden a condensarse en la periferia	Pigmento: distribuido en gránulos con arreglo periférico	

Plasmodium ovale

Estadio	Extendido hemático	Gota gruesa	Gráfico
Trofozoíto joven	<p>Tamaño: semejante al anillo de <i>P. vivax</i></p> <p>Número: escaso; 1 anillo por glóbulo rojo</p> <p>Forma: anular, redondeada, compacta</p> <p>Citoplasma: regular</p> <p>Cromatina: única y prominente</p> <p>Pigmento: desperdigado</p>	<p>Tamaño: semejante a <i>P. vivax</i></p> <p>Número: escaso</p> <p>Forma: anular o redondeada</p> <p>Citoplasma: bastante regular y grueso</p> <p>Cromatina: única, grande</p> <p>Pigmento: rugoso, distribuido en el citoplasma</p>	
Trofozoíto maduro	<p>Tamaño: 3 a 5 μm</p> <p>Número: generalmente escaso</p> <p>Forma: redondeada u ovalada, no ameboide</p> <p>Citoplasma: denso, sin pseudópodos, y vacuola pequeña</p> <p>Cromatina: única, a menudo alargada</p> <p>Pigmento: marrón oscuro</p>	<p>Tamaño: pequeño a mediano</p> <p>Número: escaso</p> <p>Forma: redondeada, regular</p> <p>Citoplasma: compacto</p> <p>Cromatina: en punto único</p> <p>Pigmento: oscuro a negro</p>	
Esquizonte joven	<p>Tamaño: 3 a 5 μm</p> <p>Número: moderado a escaso</p> <p>Forma: compacta</p> <p>Citoplasma: condensado, sin vacuola</p> <p>Cromatina: fragmentada</p> <p>Pigmento: abundante</p>	<p>Tamaño: menor que <i>P. vivax</i></p> <p>Número: escaso</p> <p>Forma: redondeada</p> <p>Citoplasma: distribuido alrededor de los puntos de cromatina</p> <p>Cromatina: en segmentos</p> <p>Pigmento: oscuro</p>	
Esquizonte maduro	<p>Tamaño: 3 a 5 μm; ocupa $\frac{3}{4}$ de la célula</p> <p>Número: generalmente escaso</p> <p>Forma: compacta con 6 a 12 merozoítos en rosácea o clusters irregulares</p> <p>Citoplasma: distribuido alrededor de los gránulos de cromatina</p> <p>Cromatina: fragmentada en número de 6-12 puntos (generalmente 8)</p> <p>Pigmento: agrupado en masa única</p>	<p>Tamaño: menor que <i>P. vivax</i></p> <p>Número: escaso</p> <p>Forma: con 6-12 merozoitos</p> <p>Citoplasma: alrededor de los gránulos de cromatina</p> <p>Cromatina: en puntos (6-12)</p> <p>Pigmento: masa concentrada</p>	
Gametocito	<p>Tamaño: 4 a 6 μm</p> <p>Número escaso</p> <p>Forma: redondeada</p> <p>Citoplasma: denso</p> <p>Cromatina: única</p> <p>Pigmento: desperdigado</p>	<p>Tamaño: menor que <i>P. vivax</i></p> <p>Número: escaso</p> <p>Forma: compacta, redondeada</p> <p>Citoplasma: denso</p> <p>Cromatina: única, bien definida</p> <p>Pigmento: rugoso y difuso</p>	 ♀  ♂
Glóbulo rojo infectado	<p>Agrandado, algunas veces distorsionado, con extremos fibrilados o forma oval. Con granulaciones de Schüffner gruesas prominentes a lo largo del borde de la célula</p>	<p>Granulaciones de Schüffner prominentes en eritrocitos "fantasmas" huéspedes, especialmente en los bordes del preparado</p>	

Plamodium knowlesi

Estadio	Extendido hemático	Gota gruesa	Gráfico
Trofozoíto joven	<p>Tiene forma de anillo similares a <i>P. falciparum</i>. Pueden mostrar puntos dobles de cromatina. Pueden aparecer anillos rectangulares que albergan uno o más gránulos de cromatina. Los glóbulos rojos también pueden estar infectados de forma múltiple. Puede haber dos o tres parásitos por glóbulo rojo. Cuando maduran, los anillos no ameboides pueden ocupar la mitad o más del glóbulo rojo.</p> <p>Citoplasma denso; cromatina 1 o 2 gránulos, ocasionalmente 3, dentro del anillo</p> <p>Pigmento: no se observa</p>	Citoplasma denso; cromatina 1 o 2 gránulos, ocasionalmente 3, dentro del anillo	
Trofozoíto maduro	<p>Pueden aparecer formas en banda similares en apariencia a <i>P. malariae</i>. Como la vacuola se pierde durante la maduración, el parásito se vuelve más pequeño y más compacto. El pigmento aparece como granos oscuros y el núcleo aumenta de tamaño. Aparecerá punteado, a menudo denominado punteado de "Sinton and Mulligan", ya que no es del tipo Schüffner.</p> <p>Citoplasma denso, ameboide e irregular, formas en banda, pigmento marrón oscuro</p>	Citoplasma denso, ameboide e irregular, formas en banda.	
Esquizonte	<p>En el desarrollo de esquizontes, se pueden observar punteado de Sinton y Mulligan. El núcleo continúa dividiéndose hasta que haya 16 (promedio de 10) merozoitos. A medida que el esquizonte madura, llena el glóbulo rojo y el pigmento se acumula en una o unas pocas masas. En el esquizonte maduro, los merozoitos pueden aparecer "segmentados" y el pigmento se ha acumulado en una sola masa.</p>	Con 10-16 merozoitos dispersos o en racimo.	 
Gametocito	<p>Los macrogametocitos suelen ser esféricos y llenan el glóbulo rojo. El citoplasma se tiñe de azul y el núcleo excéntrico se tiñe de rojo. El pigmento es grueso y negro, y está disperso irregularmente en el citoplasma. El microgametocito es a menudo, pero no siempre, más pequeño que el macrogametocito. El citoplasma generalmente se tiñe de un rosa pálido, mientras que el núcleo se tiñe de un rojo más oscuro. El núcleo puede constituir la mitad del parásito. El grueso pigmento negro está disperso de forma irregular en el citoplasma.</p>	Redondeado, compacto.	 
Glóbulo rojo infectado	<p>Tamaño y forma normal.</p> <p>No distorsionado</p>	Se pueden observar fantomas de glóbulos rojos	

6. Recuento de parásitos

Introducción

Existen diferentes razones para realizar recuento de parásitos en preparaciones sanguíneas, tales como:

- conocer la severidad de la infección a nivel individual
- determinar la respuesta al tratamiento antimalárico (mediante monitoreo) a nivel individual
- conocer la severidad a nivel poblacional
- testear sensibilidad de drogas

La magnitud de la parasitemia o densidad parasitaria permite estimar la intensidad de la infección, la que a su vez se puede relacionar con la severidad de las manifestaciones clínicas. En situaciones de transmisión acentuada y estable del paludismo, la adquisición de semi-inmunidad produce una protección clínica de los individuos, quienes podrían no presentar fiebre aún con densidades parasitarias moderadas a altas. En la malaria aguda, la densidad parasitaria permite evaluar la evolución clínica del paciente y el manejo de complicaciones. En la malaria crónica, la parasitemia es generalmente baja pero de larga duración. La parasitemia también proporciona al clínico un dato objetivo para evaluar la respuesta terapéutica y permite vigilar la susceptibilidad *in vivo* a las drogas esquizonticidas sanguíneas. Al determinar la parasitemia, se debe informar de manera independiente los estadios asexuales (trofozoítos y esquizontes) y los estadios sexuales (gametocitos).

El método utilizando para determinar la densidad parasitaria es un método cuantitativo que permite estimar la parasitemia en la gota gruesa y en el extendido hemático, que se informa como número de parásitos contados por leucocitos para la gota gruesa o porcentaje de glóbulos rojos parasitados en el extendido hemático. Tanto en la gota gruesa como en el extendido fino, el cálculo inicial se puede traducir a número de parásitos por microlitro de sangre si conocemos los parámetros hematológicos de los pacientes o utilizamos las constantes recomendadas.

Materiales:

- Gota gruesa coloreada o extendido hemático coloreado
- Microscopio binocular con ocular 10X y objetivo 100X
- Aceite de inmersión
- Xilol
- Papel tipo tissue
- Dos contadores de células

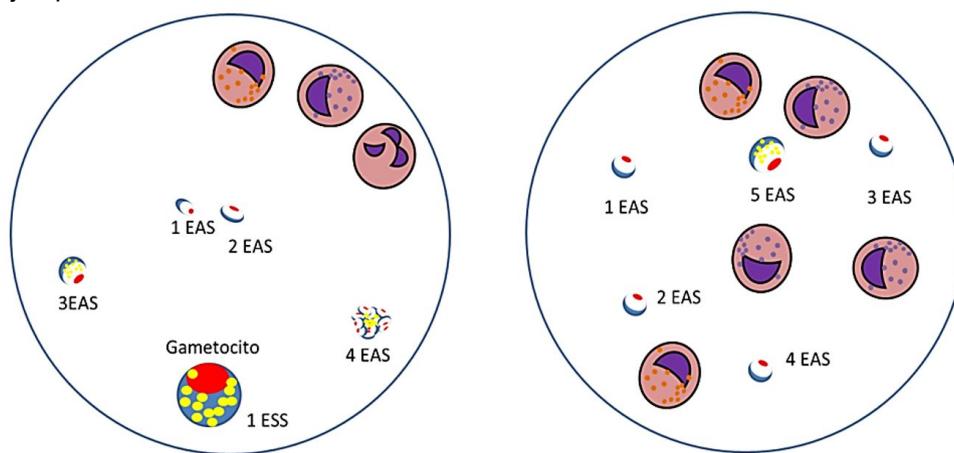
Procedimiento:

1. Realizar los recuentos en gota gruesa y/o extendido hemático.

Criterio de lectura en la gota gruesa:

Utilizando los dos contadores proceder a la observación de la gota gruesa, contando separadamente leucocitos y parásitos.

- a. Si después de 200 leucocitos contados, se identifican 10 o más parásitos, registrar los datos como número de parásitos / 200 leucocitos.
- b. Si después de 200 leucocitos contados, se identifican 9 o menos parásitos, continuar hasta alcanzar 500 leucocitos y registrar el número de parásitos / 500 leucocitos.

Ejemplos:**Campo 1**

EAS: 4 (2 anillos, 1 trofozoíto, 1 esquizonte)
 ESS: 1 (1 gametocito)
 Leucocitos: 3

Campo 2:

EAS: 5 (4 anillos, 1 trofozoíto)
 ESS: 0 (0 gametocito)
 Leucocitos: 5

Criterio de lectura en extendido hemático:

Utilizando los dos contadores proceder a la observación del extendido hemático, contando separadamente eritrocitos y parásitos.

- a. Localizar una porción en la cola del extendido en que los campos sean uniformes y se cuenta el número de glóbulos rojos en un campo.
- b. Contar simultáneamente glóbulos rojos parasitados y campos hasta llegar a un número de campos equivalentes a 10000 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 10000 glóbulos rojos, la parasitemia se informa como 0.4%. Una parasitemia de 1% es una densidad parasitaria elevada y de 5% es hiperparasitemia que puede poner en peligro la vida del paciente.

2. Estimar la densidad parasitaria por microlitro de sangre.

Se debe disponer del conteo de glóbulos rojos y leucocitos del paciente. Si no se dispone de esta información, se asumen concentraciones constantes de 5000000 eritrocitos/ μ l y 6000 – 8000 leucocitos/ μ l.

Estimación en la gota gruesa:

Convertir el número de parásitos relativo a leucocitos a parásitos/ μ l de sangre, mediante la siguiente fórmula:

$$\frac{\text{Nº de parásitos} \times 6000}{\text{Nº de leucocitos}} = \text{parásitos}/\mu\text{l}$$

Estimación en el extendido hemático:

Convertir el número de parásitos relativo a eritrocitos a parásitos/ μ l de sangre, mediante la siguiente fórmula:

$$\frac{\% \text{ de parasitemia} \times 5000000}{100} = \text{parásitos}/\mu\text{l}$$

Nota: Pueden registrarse separadamente formas asexuales y gametocitos.

7. Registro de datos

El paludismo no se descarta con un resultado de gota gruesa negativo. Cuando se está examinando un paciente individual de quien se posee evidencia clínica y epidemiológica de paludismo, es necesario tomar una o dos muestras adicionales si la primera gota gruesa es negativa. El resultado de la observación microscópica se debe informar en el formulario respectivo y no debe ser escrito sobre la lámina para no alterar el control de calidad.

Las planillas de registro de laboratorio deberán contener, como mínimo, los datos que se consignan a continuación:

- región, provincia, distrito y zona donde se efectúa el trabajo
- ciudad o pueblo donde vive el paciente
- calle y número de casa donde vive el paciente o a través del cual puede ser contactado
- lugar de procedencia anterior inmediata (viajeros)
- nombre del paciente, edad y sexo
- número de preparado hematológico
- resultados del examen microscópico:
 - negativo para parásitos de paludismo
 - positivo para parásitos de paludismo
 - especie de plasmodio
 - estadíos parasitarios observados
 - recuento parasitario (opcional)

Reporte de resultados

Resultado negativo: cuando la observación de 500 campos en gota gruesa no ha permitido identificar parásitos.

Resultado positivo: cuando se observa una gota gruesa o un extendido en donde se evidencia la presencia de plasmodios.

Especies: *Plasmodium vivax*, *Plasmodium falciparum*, *Plasmodium malariae*, *Plasmodium ovale*, *Plasmodium knowlesi*, Infección mixta (detallar especies)

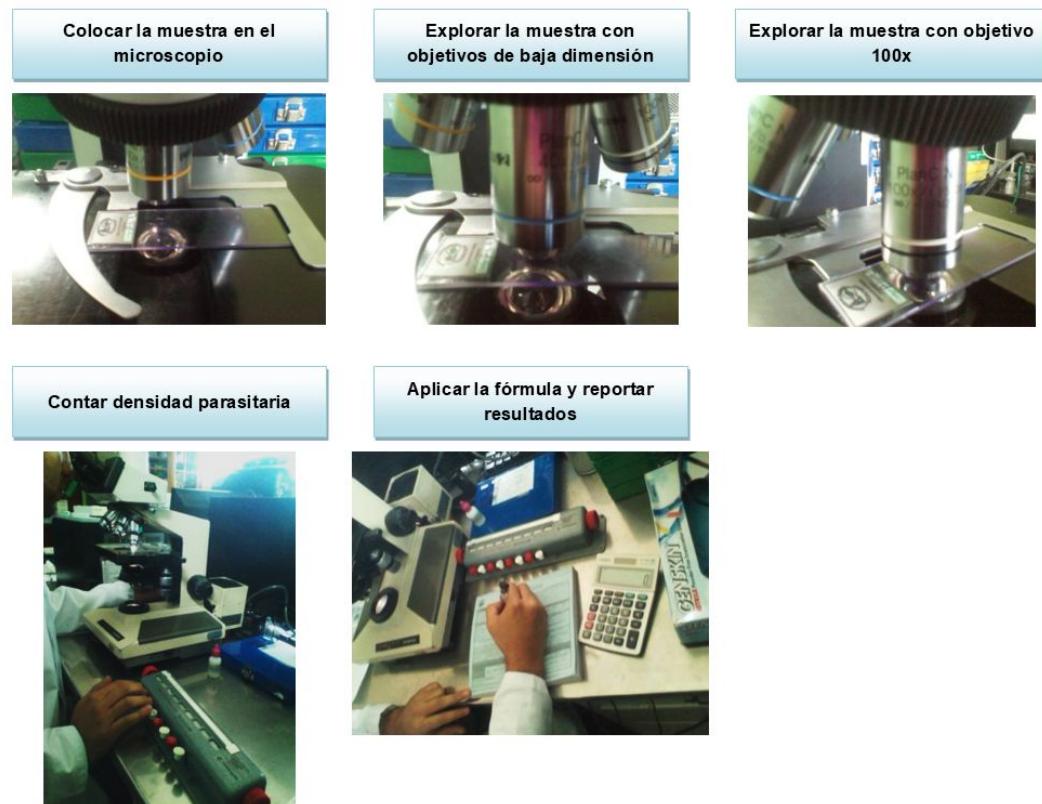
Estadíos presentes:

Estadíos Asexuales Sanguíneos (EAS): trofozoítos jóvenes, trofozoítos maduros, esquizontes jóvenes, esquizontes maduros.

Estadíos Sexuales Sanguíneos (ESS): Gametocitos

Densidad parasitaria: EAS/ μ l, ESS / μ l

Esquema

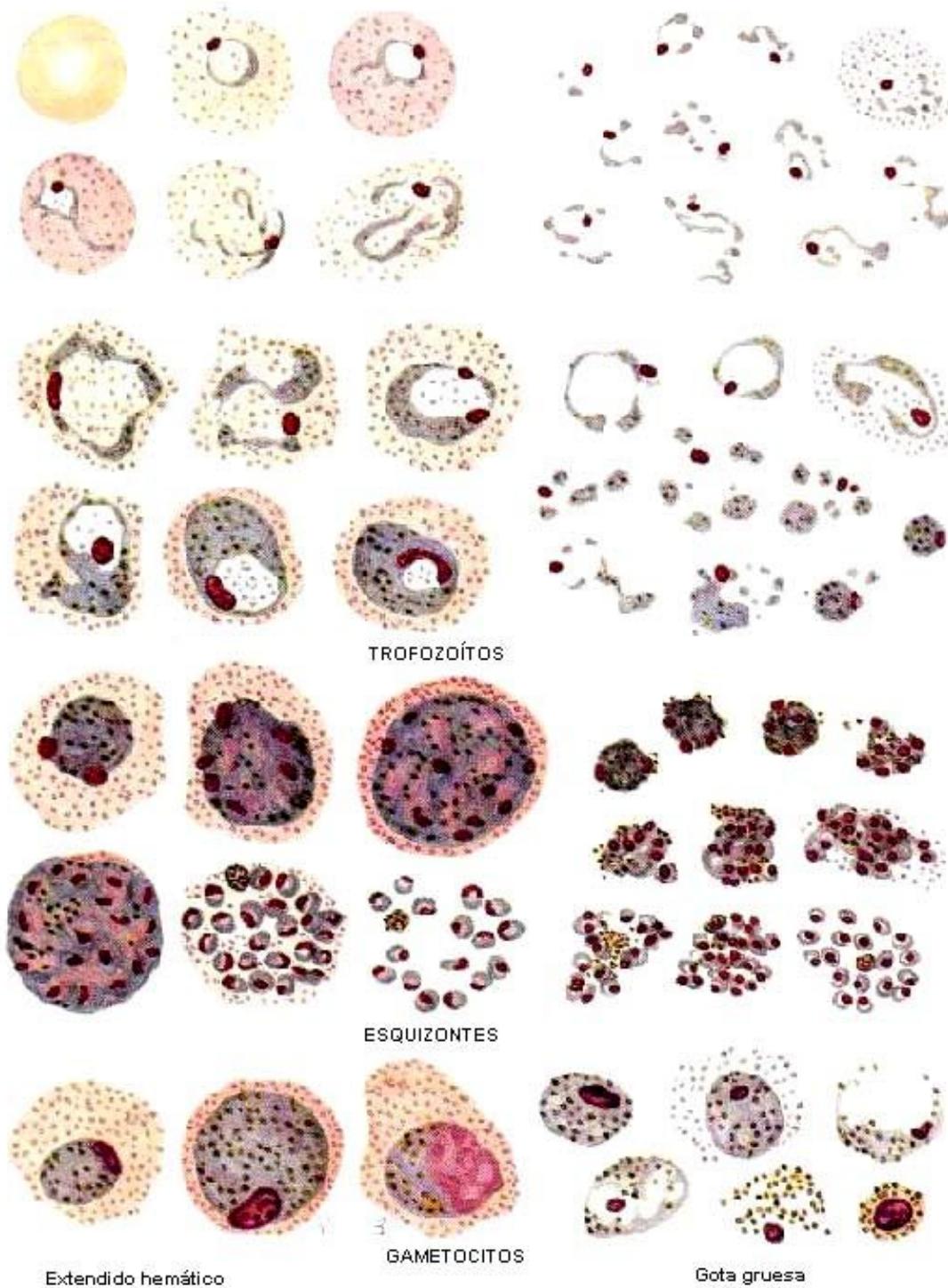


Gráficos auxiliares

En las siguientes figuras se observa el aspecto de los diferentes estadios de las especies que infectan al hombre. También se grafica el aspecto de elementos celulares y el efecto del pH en la tinción de plasmodios.

Fuentes: OMS y CDC

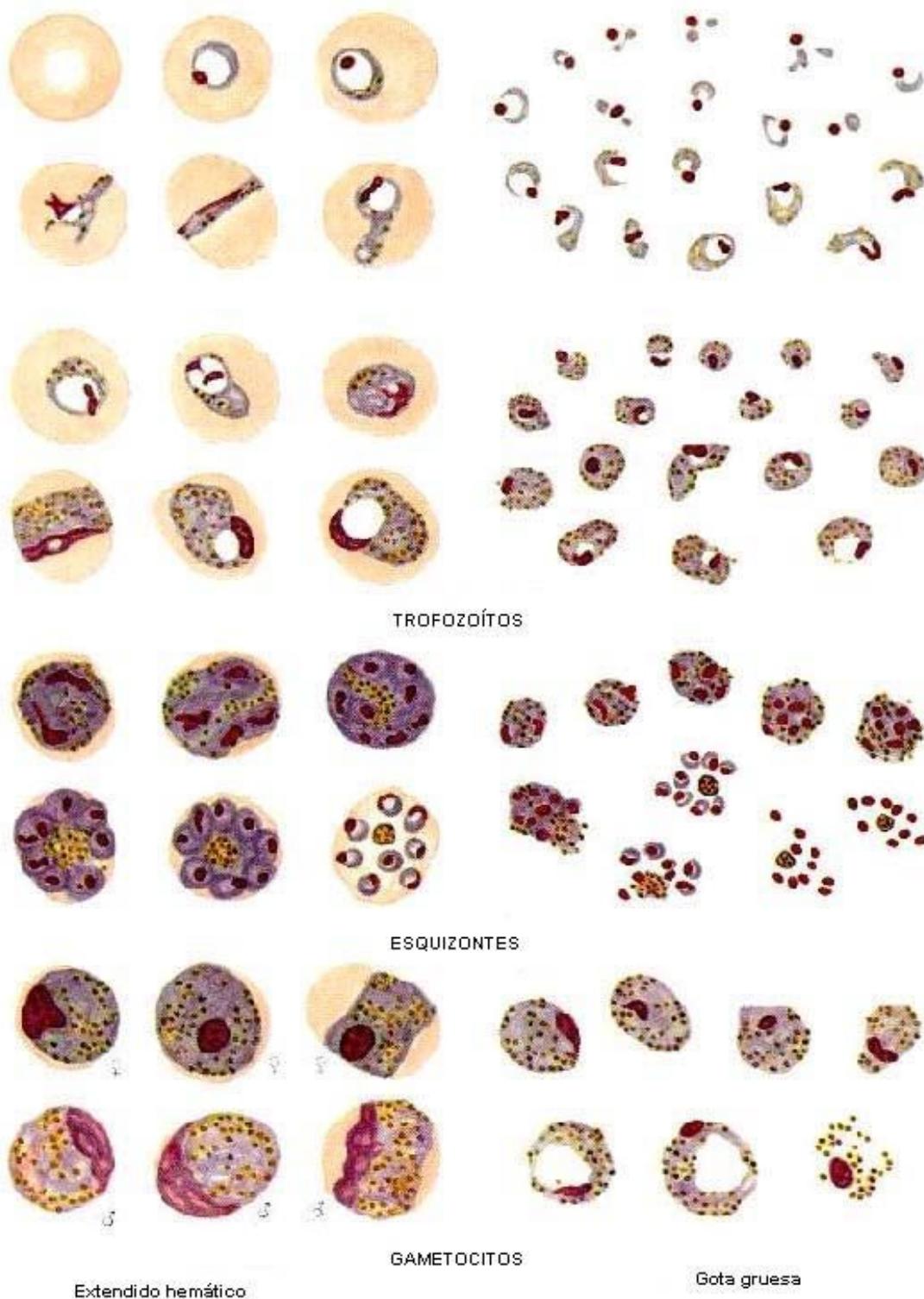
Plasmodium vivax



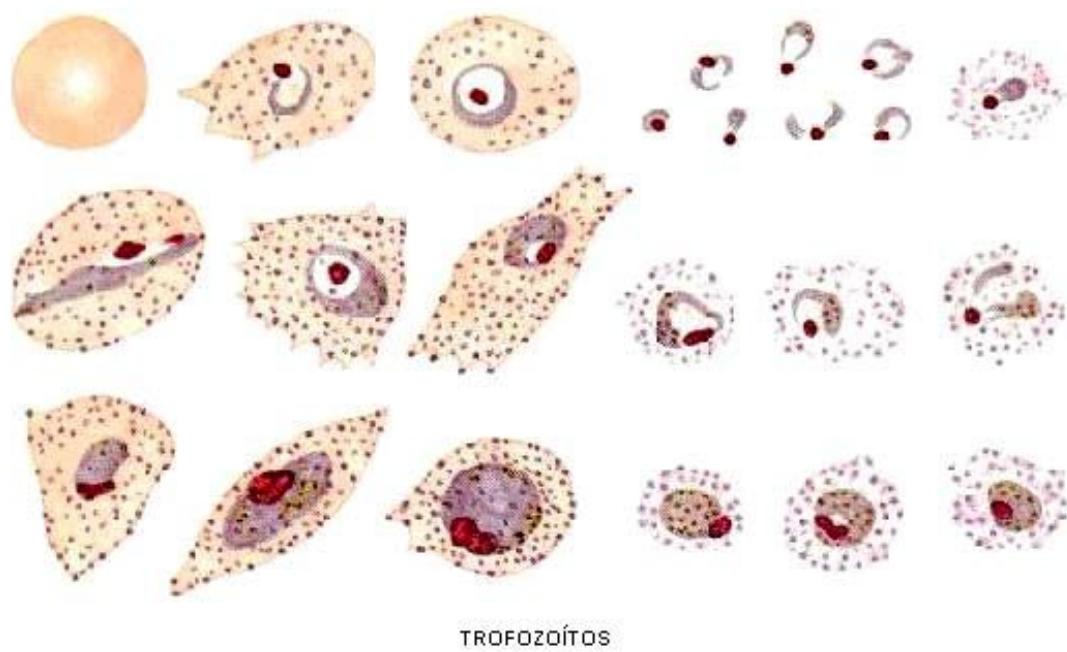
Plasmodium falciparum



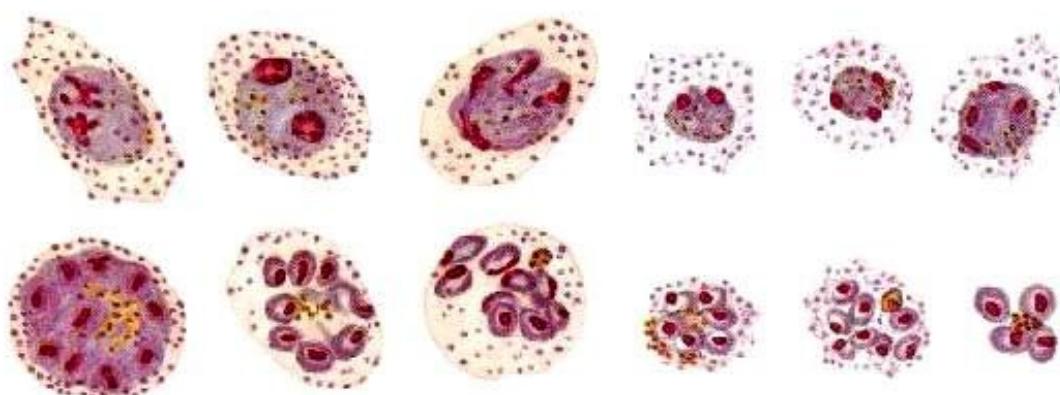
Plasmodium malariae



Plasmodium ovale



TROFOZOÍTOS



ESQUIZONTES

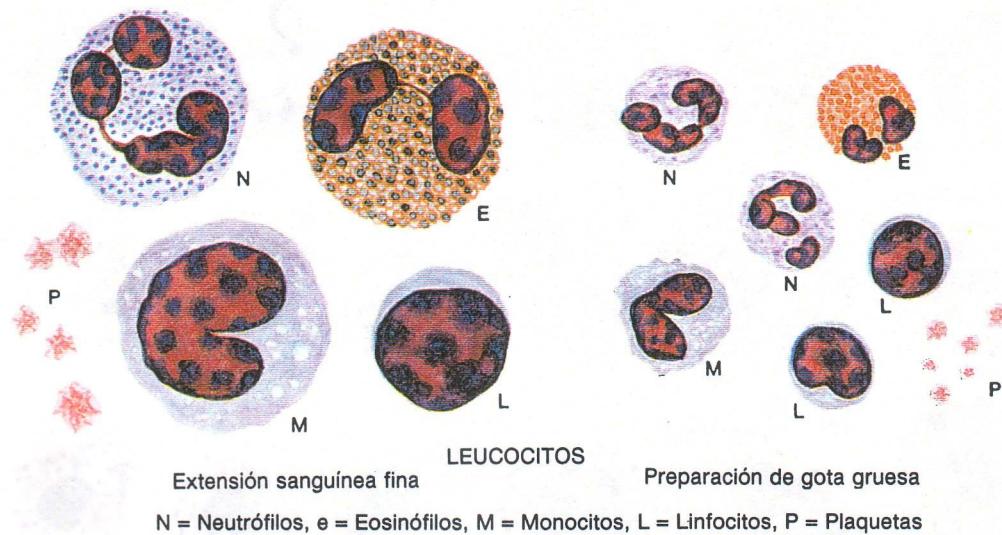


GAMETOCITOS

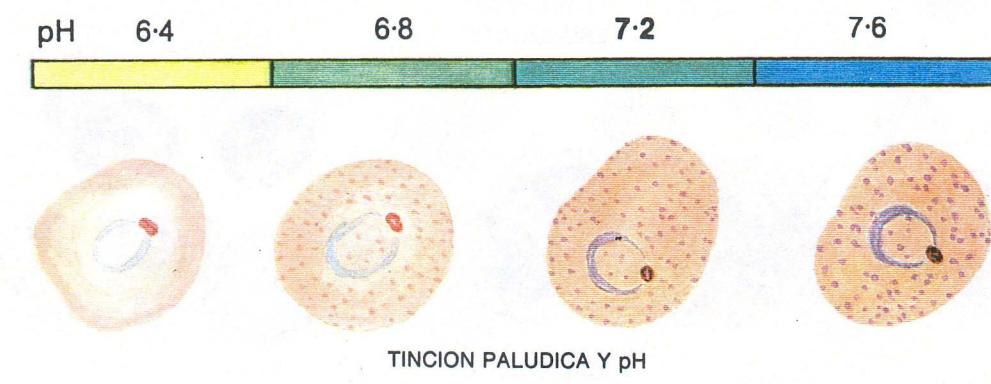
Extendido hemático

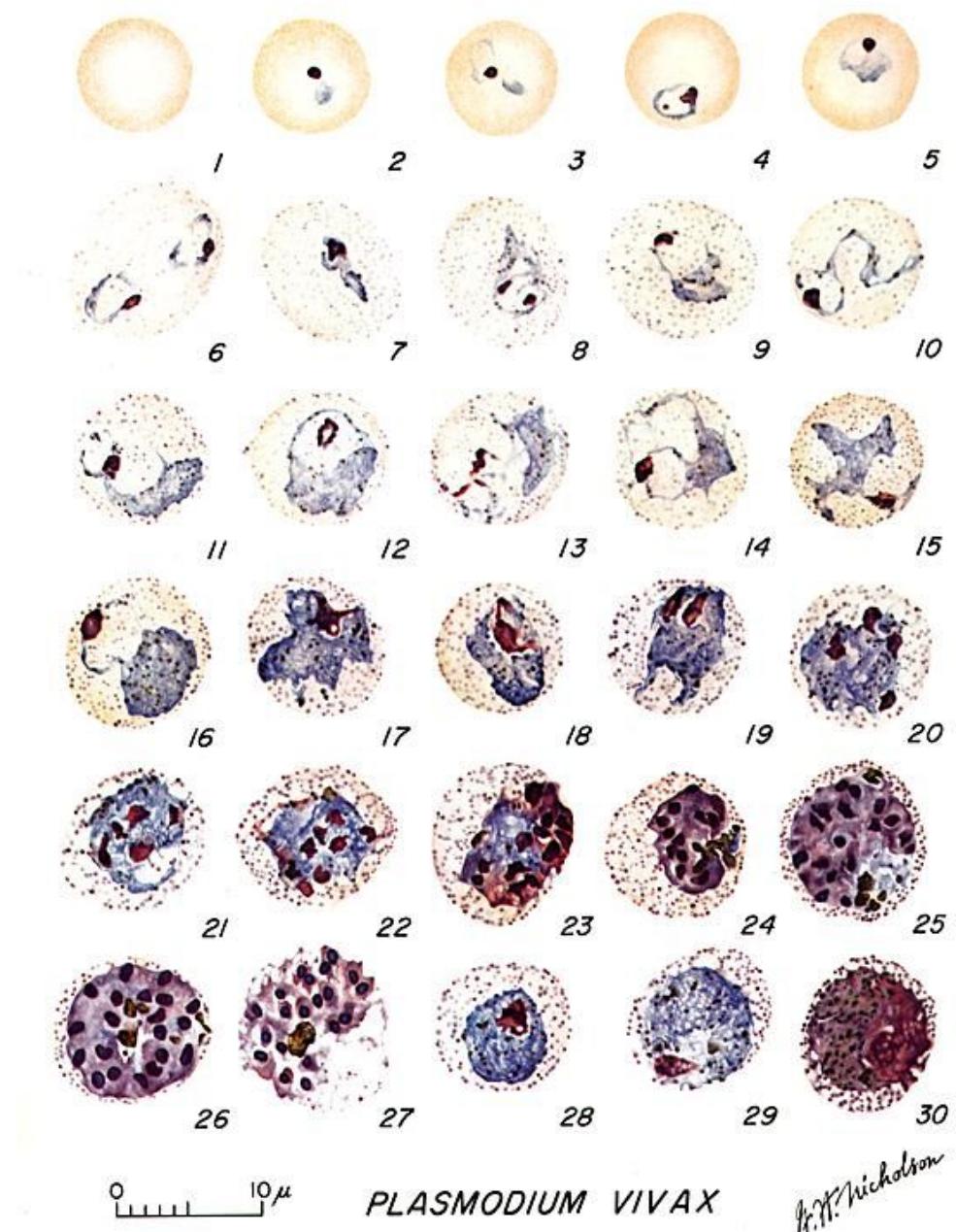
Gota gruesa

Aspecto de elementos celulares y efecto del pH

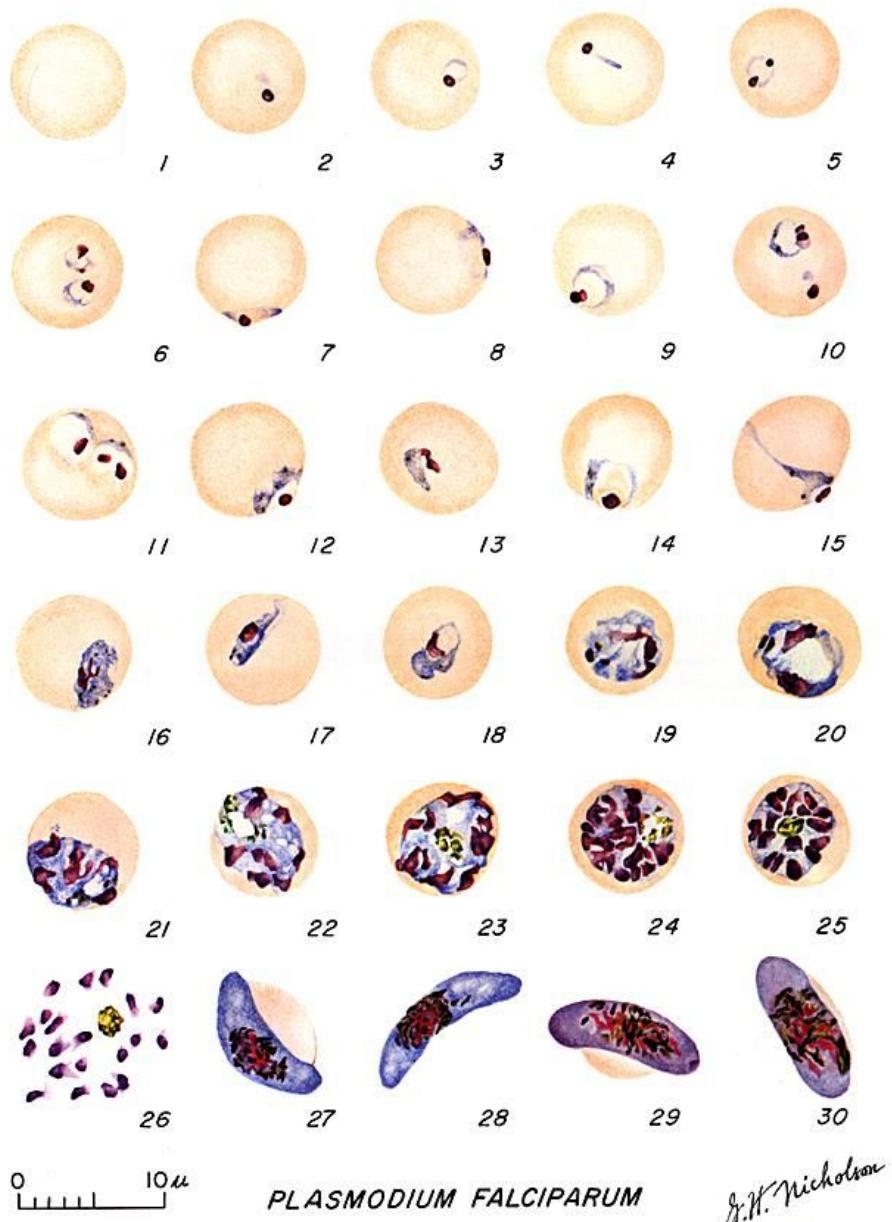


NC = Normocitos, MC = Microcitos, PM = Macrocitos policromáticos, PC = Poiquilocitos, PB = Basofilia puntuada, CR = Anillo de Cabot, HJ = Cuerpos de Howell-Jolly, RC = «Nubes»

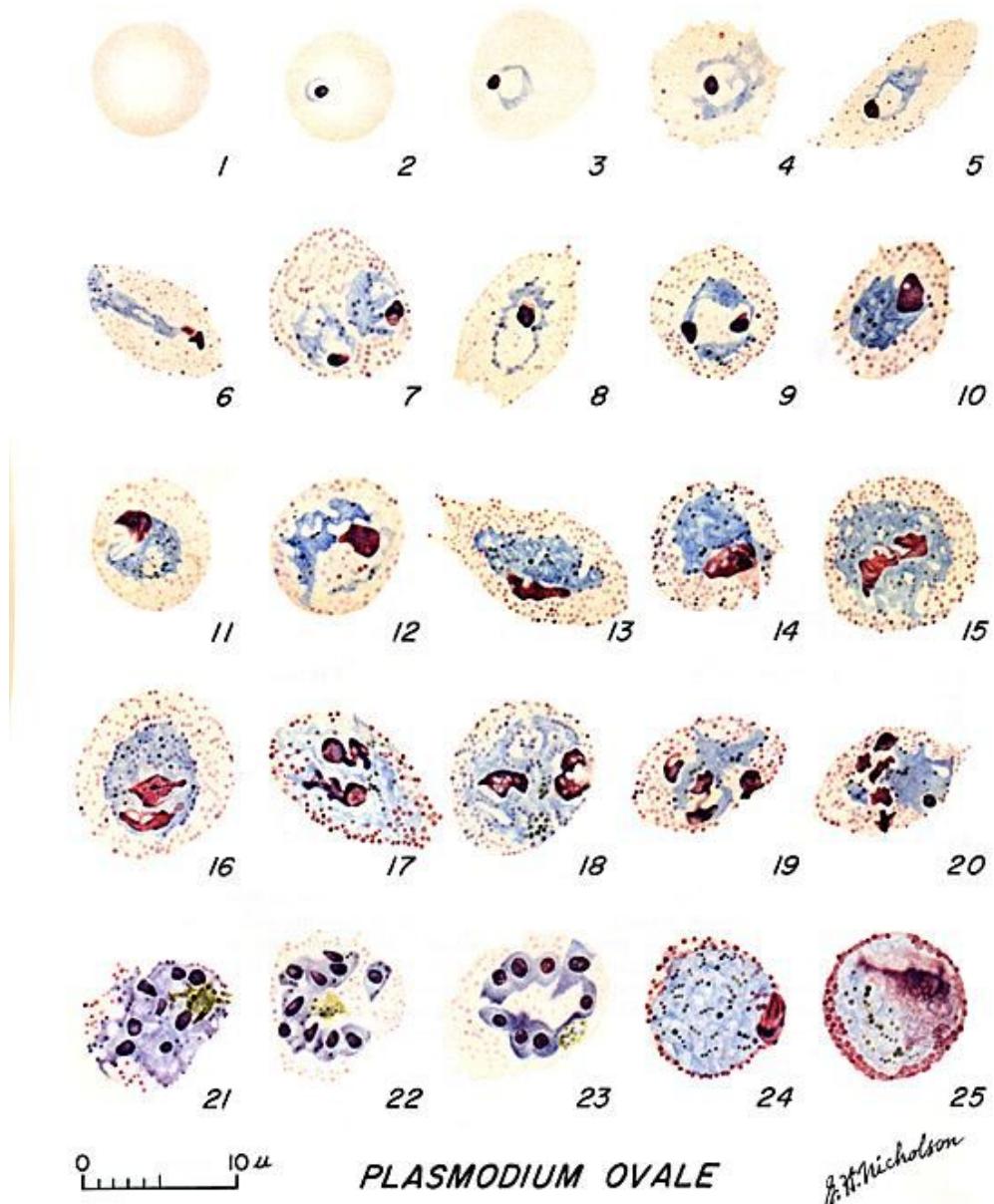




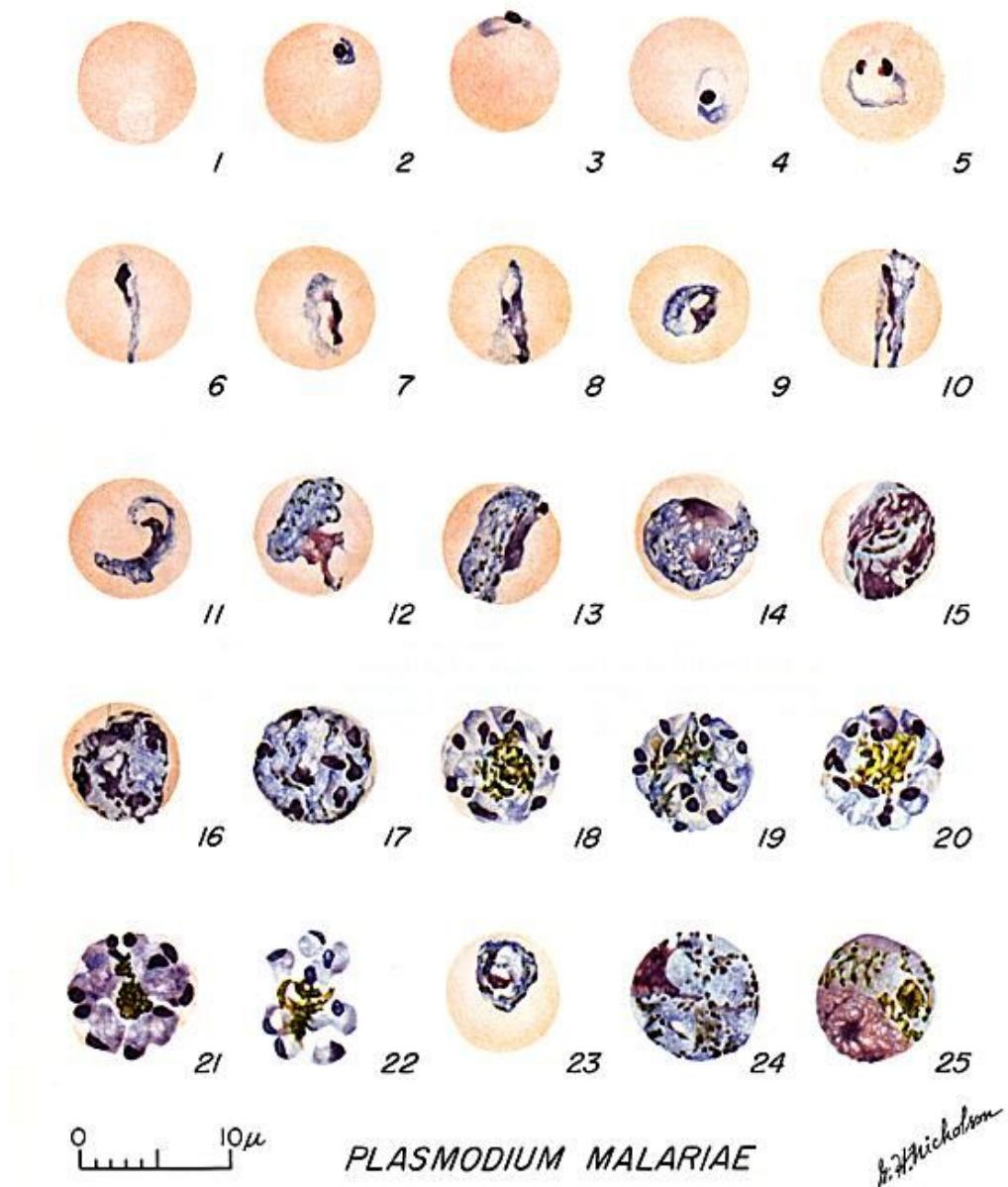
Desarrollo de las etapas eritrocíticas de *Plasmodium vivax*. 1, glóbulo rojo normal; 2 a 6, trofozoítos jóvenes; 7 a 18, trofozoítos maduros; 19 a 24, esquizontes jóvenes; 25 a 27, esquizontes maduros; 28 y 29, macrogametocito maduro; 30, microgametocito maduro.



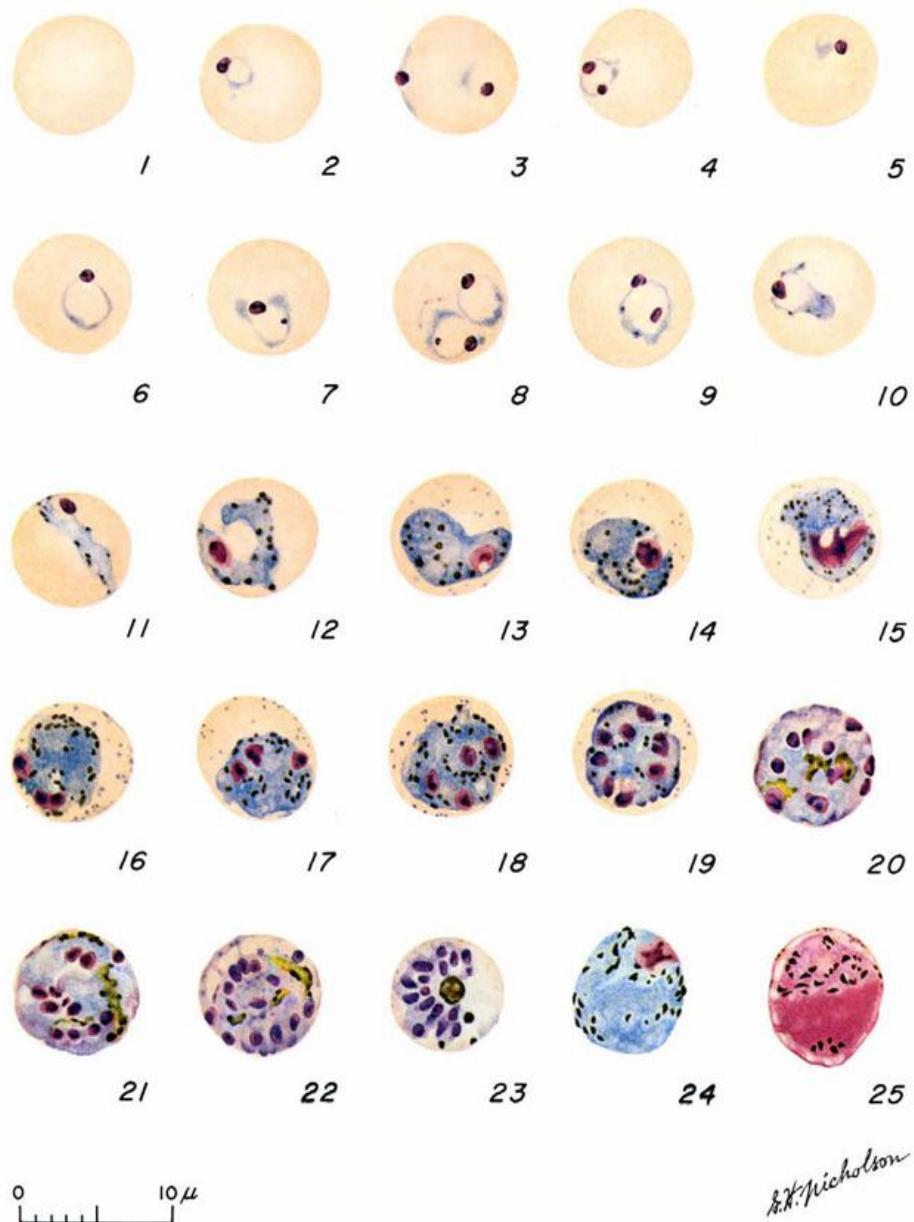
Desarrollo de las etapas eritrocíticas de *Plasmodium falciparum*. 1, glóbulo rojo normal; 2 a 10, trofozoítos jóvenes; 7 a 18, trofozoítos maduros; 19 a 23, esquizontes jóvenes; 24 a 26, esquizontes maduros; 27 y 28, macrogametocito maduro; 29 y 30, microgametocito maduro.



Desarrollo de las etapas eritrocíticas de *Plasmodium ovale*. 1, glóbulo rojo normal; 2 a 5, trofozoítos jóvenes; 6 a 15, trofozoítos maduros; 16 a 20, esquizontes jóvenes; 21 a 23, esquizontes maduros; 24, macrogametocito maduro; 25, microgametocito maduro.



Desarrollo de las etapas eritrocíticas de *Plasmodium malariae*. 1, glóbulo rojo normal; 2 a 5, trofozoítos jóvenes; 6 a 13, trofozoítos maduros; 14 a 20, esquizontes jóvenes; 21 y 22, esquizontes maduros; 23, gametocito en desarrollo; 24, macrogametocito maduro; 25, microgametocito maduro.



PLASMODIUM KNOWLESI

Desarrollo de las etapas eritrocíticas de *Plasmodium knowlesi*. 1, glóbulo rojo normal; 2 a 6, trofozoítos jóvenes; 7 a 14, trofozoítos maduros; 15 a 18, esquizontes jóvenes; 19 a 23, esquizontes maduros; 23, gametocito en desarrollo; 24, macrogametocito maduro; 25, microgametocito maduro.