
	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 1 de 35

1. OBJETIVO

Establecer y proporcionar a los clientes la información necesaria en la toma de muestras para la vigilancia epidemiológica en los diagnósticos que forman parte del marco analítico del Departamento de Diagnóstico Epidemiológico del Laboratorio Estatal de Salud Pública de Veracruz.

2. ALCANCE

Este documento aplica a las muestras que se reciben por parte de los clientes que solicitan el servicio de diagnóstico por laboratorio de los padecimientos sujetos a vigilancia epidemiológica aplicables a los métodos incluidos en el marco analítico del Laboratorio Estatal de Salud Pública de Veracruz.

3. DEFINICIONES

Anticoagulante: Relativo a una sustancia que impide o retrasa la coagulación de la sangre (7.1) (puede ser EDTA, citrato, heparina, ACD: ácido citrato dextrosa, etc.).

Encéfalo: Porción del sistema nervioso central contenida dentro del cráneo. Consta del cerebro, cerebelo, la protuberancia o puente, el bulbo raquídeo y el mesencéfalo. (7.1)

Espuito: Material expulsado por la tos, procedente de los pulmones y expectorado a través de la boca. Contiene moco, restos celulares o microorganismos, y en ocasiones también sangre o pus. (7.1)


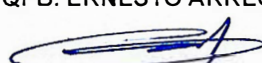
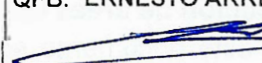
Frotis (laminilla, muestra fijada): Muestra de laboratorio para estudio microscópico preparada mediante extensión de una fina película de tejido sobre un portaobjetos de vidrio. Puede tratarse la muestra con un colorante, un tinte, un reactivo, un disolvente o un agente que favorece la lisis celular. (7.2)



Plasma: Parte líquida de la sangre y la linfa. Constituye del 30 al 50 % de la sangre, conteniendo nutrientes, electrolitos, que son sales disueltas, gases, albúmina, factores de coagulación, y hormonas. (7.2)

Suero: Es el componente de la sangre resultante tras permitir la coagulación de esta y eliminar el coagulo de fibrina y otros componentes. Obtenido de muestra de sangre por centrifugación y/o separación del coagulo. (7.2)

Muestra: Una o más partes tomadas de una muestra primaria. (7.6)

Muestra primaria: Porción discreta de un fluido corporal, o tejido u otra muestra asociada con el cuerpo humano tomadas para el análisis o el estudio de uno o más mensurados o características que se asume aplica a un todo. (7.6)

REALIZADO POR: IBQ PERLA IRIS VALLEJO RAMIREZ  FIRMA	REVISADO POR: QFB. ERNESTO ARREOLA BEDOLLA  FIRMA	APROBADO POR: QFB. ERNESTO ARREOLA BEDOLLA  FIRMA
13/JUN/2025 FECHA	16/JUN/2025 FECHA	17/JUN/2025 FECHA

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 2 de 35

4. DOCUMENTOS APLICABLES

ERC-C-001 Criterios de aceptación y envío de muestras Biológicas al LESP

ERC-E-025 Lineamientos para la toma, manejo y envío de muestras para diagnóstico a la red nacional de laboratorios de salud pública.

5. RESPONSABILIDADES

5.1 Dirección.

Revisar y firmar las circulares sobre los cambios de revisiones de este documento.

5.2 Jefe de Departamento

Supervisar el cumplimiento de este documento.

Informar los cambios de este documento.

Proporcionar los recursos necesarios para el desempeño adecuado de este documento.

5.3 Jefe de Recepción de Muestras y Control de Resultados

Editar, revisar y actualizar adecuadamente este documento.

Informar los cambios de este documento.

Verificar que el Químico Analista, Técnico Laboratorista y Auxiliar Administrativo aplique los conocimientos adquiridos a través de este instructivo.

Verificar que el personal técnico cuente con los recursos necesario para el proceso y solicitar los insumos cuando se requiera.

Informar al jefe de Departamento cuando existan circunstancias ajenas a lo establecido para proceder a toma de decisiones aplicables a este instructivo.

5.4 Químico Analista o Técnico Laboratorista

Aplicar los conocimientos adquiridos a través de este instructivo.

Participar en la elaboración y actualización de este documento.

Revisión de la documentación, clasificar el tipo de muestra y el diagnóstico solicitado.



Mantener el orden y limpieza dentro de área de trabajo.

Notificación al jefe de Sección cuando existan circunstancias ajenas a lo establecido para proceder a toma de decisiones aplicables a este instructivo.

5.5 Jefes de sección de áreas operativas

Revisar que este documento se encuentre acorde a las normas, lineamientos, manuales o documentos oficiales aplicables a cada método.

Informar oportunamente a la sección de Recepción de Muestras los cambios de criterios de aceptación, según las actualizaciones indicadas en los documentos oficiales.

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 3 de 35

6. DESARROLLO

6.1 Precauciones universales

Todas las muestras para diagnóstico, confirmación o investigación en eventos de interés en salud pública serán consideradas potencialmente infecciosas, por lo que siempre se deben seguir las medidas de prevención de riesgos relacionados con la exposición a agentes biológicos, así como las recomendaciones del Manual de Bioseguridad en el Laboratorio de la Organización Mundial de la Salud (7.4).

Una muestra biológicamente adecuada se define como la muestra representativa del sitio de la lesión a investigar, en cantidad suficiente, colocada en un envase limpio, identificada, conservada y transportada correctamente. El laboratorio como apoyo en el diagnóstico al personal médico que brinda atención a nuestros pacientes, debe contar con instrucciones claras y puntuales sobre la toma de muestras primarias (basado en el ERC-E-025 Lineamientos para la toma, manejo y envío de muestras para diagnóstico a la red nacional de laboratorios de salud pública), mismas que se describen a continuación:

6.2 Sangre total



Reúna todo el material necesario para el procedimiento y póngalo al alcance fácil y seguro sobre una bandeja o carrito, procurando que todos los elementos estén bien visibles. El equipo necesario incluye:

- ✓ Tubos para muestras de laboratorio Vacutainer® EDTA como anticoagulante, que deben conservarse secos, boca arriba y dentro de una gradilla; la muestra de sangre se puede recoger en tubos de plástico estériles con tapones de goma, tubos de extracción de sangre al vacío y jeringa.
- ✓ Agujas hipodérmicas de distintos tamaños.
- ✓ Torniquete
- ✓ Gasa, torunda o toallitas con alcohol al 70% para la desinfección de la piel o para aplicar sobre el lugar de la punción
- ✓ Etiquetas o plumón para rotular las muestras de laboratorio.
- ✓ Formularios de solicitud de análisis clínico;
- ✓ Un contenedor o bolsa de RPBI para desecho de agujas y material no anatómico

6.2.1 Toma de muestra para sangre total

6.2.1.1 Elegir sitio para venopunción

1. Extienda el brazo del paciente y examine el pliegue del codo o antebrazo.
2. Localice una vena de tamaño adecuado que sea visible, derecha y clara. La vena mediana del codo se sitúa entre músculos y suele ser la más fácil de realizar la venopunción. Debajo de la vena basilica corre una arteria y un nervio, de modo que una punción en ese sitio entraña un riesgo de lesión del nervio o la arteria, además de ser, por lo general, más dolorosa.

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 4 de 35

3. La vena debe poder verse sin aplicar torniquete. La localización de la vena ayudara a determinar el calibre correcto de la aguja.
4. Aplique el torniquete a unos 4 o 5 dedos de distancia por encima de la zona de venopunción elegida y vuelva a examinar la vena.
5. Lávese las manos con agua y jabón, séquelas con una toalla para uso único o frótese aproximadamente con 3 ml de etanol al 70 %, las yemas de los dedos, el dorso, las palmas y el resto de ambas manos hasta que se evapore.
6. Luego de limpiarse las manos, colocarse un par de guantes no estériles del tamaño adecuado.





Lavado de manos y localización de vena

6.2.1.2 Desinfecte el área de venopunción

1. Aplique una presión firme, pero suave. Comience desde el centro del lugar de la punción venosa y proceda radialmente hacia afuera de forma de cubrir una zona de 2 cm o más durante 30 segundos. Si el tiempo de contacto es insuficiente el riesgo de contaminación aumentará.
2. Deje secar la zona por lo menor durante 30 segundos.
3. No toque el lugar desinfectado y, sobre todo: No ponga el dedo sobre la vena para guiar la aguja. Si a tocado el lugar, repita la desinfección.



Desinfecte la zona con alcohol isopropílico al 70% durante 30 segundos y déjela secar por completo (durante 30 segundos).

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 5 de 35

6.2.1.3 Venopunción

1. Sujete la vena sosteniendo el brazo del paciente con el pulgar colocado por DEBAJO del lugar de la punción venosa.
2. Pida al paciente que cierre el puño para que la vena se dilate
3. Pinche la vena rápidamente a un Angulo de 30° o menor y a continuación introduzca la aguja en la vena con el ángulo de ingreso más fácil.
4. Una vez que haya extraído la cantidad de sangre necesaria, afloje el torniquete ANTES de retirar la aguja. Algunas directrices sugieren quitar el torniquete en cuanto se ha establecido el flujo sanguíneo y siempre antes de que transcurran dos minutos de su aplicación.
5. Una vez que haya extraído la cantidad de sangre necesaria, afloje el torniquete.
6. Retire la aguja con delicadeza y presione el lugar ligeramente con una gasa limpia o una torunda seca de algodón hidrófilo. Pida al paciente que sostenga la gasa o el algodón hidrófilo en el lugar, con el brazo extendido y levantado. Dígale que NO doble el brazo, pues eso puede provocar un hematoma.
7. Retire la aguja.



Aplique un torniquete a unos 4 ó 5 dedos de distancia por encima de la zona de venopunción elegida.



Pida al paciente que cierre el puño para que las venas se dilaten.



Póngase un par de guantes no estériles del tamaño adecuado.



Sujete la vena sosteniendo el brazo del paciente con el pulgar colocado por DEBAJO del lugar de la punción venosa.





Introduzca la aguja en la vena a un ángulo de 30°.



Una vez extraída la cantidad de sangre suficiente, afloje el torniquete ANTES de retirar la aguja.

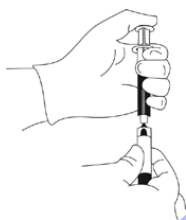


Retire la aguja despacio y luego coloque una torunda de algodón hidrófilo en la zona de la punción

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 6 de 35

6.2.1.4 Llene los tubos con muestra de sangre

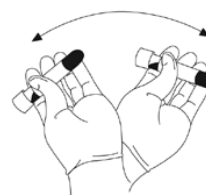
1. Para la obtención de varios tubos de sangre, use tubos al vacío con aguja y portatubos. Este sistema permite el llenado directo de los tubos. Si no dispone de este sistema, use una jeringa o un equipo de venopunción con agujas provistas de aletas.
2. Si se usa jeringa o un equipo de venopunción con aguja con aletas, lo mejor es colocar el tubo en una gradilla antes de llenarlo. Para evitar los pinchazos de aguja, llene el tubo con una sola mano.
3. Perfore el tapón del tubo con la aguja directamente arriba del tubo, ejerciendo una presión lenta, pero constante. No presione el émbolo de la jeringa, pues la presión adicional aumenta el riesgo de hemólisis.
4. En la medida de lo posible, mantenga los tubos en la gradilla y acerque la gradilla hacia usted. Perfore el tapón del color apropiado para inyectar la muestra. NO retire el tapón pues ello romperá el vacío.
5. Si el tubo para muestras carece de un tapón de goma, inyecte la muestra muy lentamente dentro del tubo para reducir el riesgo de hemólisis (cuando trasvase sangre a través de la aguja de la jeringa, disminuya el mínimo la presión y la velocidad de trasvasado de la muestra para reducir el riesgo de hemólisis). NO recubra la aguja con el capuchón y deséchela.
6. Antes del envío, mezcle los tubos el número de veces que sea necesario.



Si el tubo carece de un tapo de goma, presione el embolo lentamente para reducir la hemolisis (este procedimiento es más seguro que retirar la aguja)





Coloque el tapón en el tubo



Mezcle la sangre en el tubo de manera lenta para evitar una hemolisis.

6.2.1.5 Limpie la superficie contaminada y finalice el procedimiento del paciente

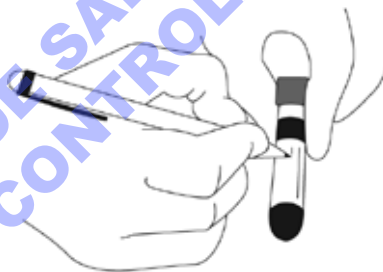
1. Deseche la aguja y la jeringuilla utilizada o el dispositivo de extracción de sangre utilizado en un recipiente para objetos punzocortantes a prueba de pinchazos.
2. Verifique la exactitud de las etiquetas y los formularios. La etiqueta debe contener la información requerida por el laboratorio escrita claramente, que por lo general es el nombre y apellido del paciente, el número de expediente, la fecha de nacimiento y la fecha y hora en que se extrajo la sangre.

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 7 de 35

3. Descarte los elementos utilizados con los desechos de la categoría apropiada. Los elementos utilizados durante la flebotomía que no chorreen sangre si se aplastan (como los guantes) pueden descartarse con los desechos generales, a menos que las disposiciones locales establezcan otra cosa.
4. Vuelva a limpiarse las manos como de describió anteriormente.
5. Controle nuevamente las etiquetas de los tubos y los formularios antes de su envío.
6. Avise al paciente en cuanto termine el procedimiento.



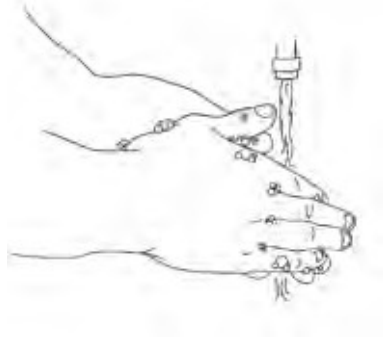
Deseche la jeringa y la aguja en un contenedor rígido para punzocortante de RPBI.





Rotule el tubo con los datos necesarios del paciente.



Deseche todo el material utilizado (guantes, gasa, algodón, torunda, etc) dentro del recipiente para material infecciosos



Proceda a la higiene de manos (si usa jabón y agua, séquese las manos con toallas para uso único)

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 8 de 35

6.3 Suero

Obtener la sangre total por venopunción en tubos de polipropileno tipo “Vacutainer” sin anticoagulante con gel separador. Una vez tomada la muestra, reposar en una gradilla a temperatura ambiente y después dejar el tubo en refrigeración (2 a 8 °C) durante dos horas para permitir la retracción del coágulo. Centrifugar a 3,000 r.p.m durante 10 min.

Recién nacido: Muestra obtenida por venopunción a partir de sangre total, en tubos de polipropileno tipo “Vacutainer®”, sin anticoagulante con gel separador. Se recomienda el uso de tubos BD Microtainer tapa de color rojo® especificados para recién nacidos, se debe realizar homogenización de 8 a 10 veces por inversión para ayudar a mejorar el desempeño del tubo BD Microtainer®, el volumen de muestra que se obtiene con este tipo de tubo es de 250-500 µL.

6.3 Plasma

Recolectar la sangre completa en un tubo con Vacutainer® EDTA como anticoagulante. Agitar suavemente para que la sangre se mezcle con éste, separar el plasma centrifugando la muestra a 2,500 rpm durante 10 minutos y trasvasar el plasma en un tubo estéril con tapón de rosca o cierre hermético.

6.4 Hemocultivo

La toma de la muestra de sangre para hemocultivo se realiza por venopunción, previa limpieza adecuada de la zona de la piel donde se tomará la muestra.

El material necesario para la extracción debe tenerse preparado en una bandeja de trabajo y debe incluir:



- Alcohol al 70%, Solución antiséptica
- Jeringas de 10 o 20 ml o sistema Vacutainer® Aguja para venopunción
- Gasas o torundas de algodón Guantes de manejo Ligadura
- Vendote o cinta adhesiva
- Frascos de hemocultivo para aerobios y anaerobios.

Cada muestra de sangre se obtendrá de un sitio de venopunción diferente, cuyos puntos se seleccionarán previamente. Las venas del antebrazo son las que se utilizan generalmente para este fin.

La extracción rutinaria de la sangre no debe realizarse a través de catéter, salvo en los casos de sospecha de sepsis asociada al catéter.

Para diagnóstico por cultivo de *Salmonella spp.* e Infecciones Respiratorias agudas graves e infecciones invasivas causadas por *Haemophilus influenzae*, *Streptococcus pneumoniae*, *Neisseria meningitidis*:

- Seleccionar el sitio de venopunción, es conveniente seleccionar un sitio diferente para cada toma.
- Debe evitarse extraer sangre de catéteres intraarteriales o intravenosos permanentes.

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 9 de 35

- El sitio de punción seleccionado se desinfecta con una torunda de algodón impregnada con tintura de yodo en alcohol 1% o 2% o povidona yodada, realizando movimientos concéntricos del centro a la periferia, permitiendo que seque sin soplar y no tocar el sitio después de haber desinfectado.
- Remover el yodo con una torunda de algodón impregnada con etanol al 70%. Si se usa povidona yodada, este paso puede omitirse. Sin embargo, hay que asegurarse de que la solución de povidona esté seca antes de hacer la punción venosa.
- Antes de realizar la extracción de la sangre se desinfecta el tapón de la botella de hemocultivo. El tapón se limpia con alcohol al 70% o con tintura de yodo y dejar secar al aire.
- Remover el yodo del tapón con una torunda de algodón impregnada con etanol al 70%.
- Insertar la aguja en la vena seleccionada y extraer la sangre. Hacer cambio de aguja si falló en la primera ocasión.
- Inocular la sangre extraída inmediatamente para evitar la coagulación de la muestra en la jeringa, la inoculación debe de ser en condiciones de esterilidad dentro de la botella de hemocultivo previamente desinfectada y rotulada con el nombre del paciente o código, fecha, hora y número de la toma de muestra. Se debe de hacer el cambio de aguja antes de inocular la botella de hemocultivo.
- Hacer girar el frasco varias veces y limpiar el tapón de la botella de hemocultivo.

La cantidad de sangre a introducir en cada frasco viene determinada por el modelo utilizado en su hospital, como norma general es adecuado que la sangre mantenga una proporción 1:10 con el medio de cultivo. Es decir, para un frasco de 100 ml, introducir 10 ml de sangre.



Para incrementar la posibilidad de aislamiento de la bacteria es conveniente tomar varias muestras como se recomienda a continuación: Cultivos en casos de neumonía, meningitis y sepsis.

En pacientes sin tratamiento: Dos muestras de sangre de sitios distintos antes de empezar el tratamiento

En pacientes con tratamiento: Extraer seis muestras en un intervalo de 48 horas, previo al momento de la siguiente dosificación del antibiótico.

Volumen mínimo de sangre: 2 a 3 mL en el caso de los niños y de 5 a 10 mL en adultos, depositarlo en un frasco para hemocultivo. emplear botellas de hemocultivo con medio bifásico, preparadas con agar soya tripticasa, caldo soy a tripticasa, gelatina y una concentración de 0.05% de polianetol sulfonato de sodio. Enviar lo más pronto posible en un paquete, conservar a temperatura ambiente hasta su entrega al laboratorio.

Enviar muestra inoculada en frasco de Hemocultivo correspondiente aerobiosis para *Salmonella*, para diagnóstico de Infecciones Respiratorias agudas graves e infecciones invasivas causadas por *Haemophilus influenzae*, *Streptococcus pneumoniae*, *Neisseria meningitidis* frasco de Hemocultivo para anaerobios. El laboratorio no cuenta con frascos para Hemocultivo.

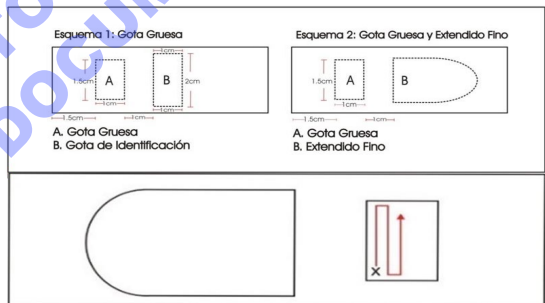
	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 10 de 35

6.5 Frotis sanguíneo o extendido fino

La toma de la muestra sanguínea se debe de realizar por punción capilar. Limpiar la yema del dedo o el lóbulo de la oreja con una torunda ligeramente humedecida con alcohol o merthiolate al 70%. Secar con un algodón o gasa limpia y estimular la circulación. Con una lanceta estéril se debe de puncionar, posteriormente presionar suavemente y eliminar con un algodón seco la primera gota. Dejar que se forme una nueva gota esférica y situar en el portaobjetos desengrasado aproximadamente 10 a 20 μL de sangre. Con un segundo portaobjetos el cual se coloca en un ángulo de 45 grados con el extremo de la gota hasta que la sangre se extienda por capilaridad a todo lo largo. Con movimiento suave hacia el lado opuesto se debe de empujar la laminilla extensora, tirando de la sangre que queda por detrás de ella. Dejar secar el frotis a temperatura ambiente y en posición horizontal.



6.6 Gota gruesa

Toma de muestra sanguínea por punción capilar. Limpiar la yema del dedo o el lóbulo de la oreja con una torunda ligeramente humedecida con alcohol o merthiolate al 70% y secar con un algodón o gasa limpia, estimular la circulación sanguínea por medio de la aplicación de masaje. Con una lanceta estéril puncionar, presionar suavemente, y eliminar con un algodón seco la primera gota, dejar que se forme una gota esférica de aproximadamente 10 a 20 μL . de sangre, y colocar en un portaobjeto, con un ángulo, realizar un movimiento en Z para extender la gota en forma de un cuadrado de tamaño aproximado de 1 a 1.5 cm. Dejar secar (la gota gruesa tarda en secarse de 8 a 12 horas). Para realizar la lámina combinada utilizar la mitad de la lámina para el frotis y la otra mitad para la gota gruesa. Dejar que la lámina combinada se seque. La gota (de 8 a 10 μL) se coloca en el centro de la mitad del portaobjetos, y utilizando un portaobjeto auxiliar limpio, se distribuye la gota con movimientos suaves, tratando que el espesor sea uniforme en 3 movimientos (forma de Z cerrada) formando un cuadro de más o menos 1.0 x 1.5 cm. En la siguiente figura, en el esquema 1 se muestra la colocación de gota gruesa en laminilla, en el esquema 2: Gota gruesa y Extendido fino.



Fuente: Lineamientos para la Vigilancia por Laboratorio del Paludismo, vigentes.

Dejar la preparación sobre una superficie horizontal por 24 horas hasta que seque (protegerla de polvo, moscas y otros insectos). Identificar sobre el frotis escribiendo con lápiz la clave de la muestra. Colocar el portaobjeto sobre la gradilla, con la gota arriba y el frotis hacia abajo hasta que seque. En la siguiente figura se representa la punción y colocación de la gota gruesa y el extendido fino en la laminilla.

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 11 de 35



Fuente: Lineamientos para la Vigilancia por Laboratorio del Paludismo, vigentes.

6.7 Médula Ósea



La toma de muestra debe efectuarse por personal médico entrenado, quien deberá seguir en forma rigurosa las condiciones de asepsia y antisepsia. La recolección de sangre de médula ósea la deberá hacer el hematólogo tratante en quirófano y bajo los estándares indicados por el especialista.

Para diagnóstico de Leishmania, se deberá hacer un frotis y fijar con metanol. Para el aislamiento e identificación del parásito, se transferirá el aspirado de médula ósea a un frasco con medio axénico bifásico para hemocultivo agar-sangre de conejo al 15%, conocido como N'N'N' (Novy- Nicolle-McNeal). Desinfectar previamente el tapón del frasco con alcohol o solución concentrada de yodo.

Para el diagnóstico de micosis depositar en tubo de plástico estéril con tapón de rosca, que contiene solución salina fisiológica estéril.

6.8 Expectoración

Recolectar la expectoración en un frasco estéril de polietileno semitransparente con boca ancha, tapa de rosca y capacidad de 30 a 50 mL. El volumen debe de ser de 5 mL o más. En la siguiente figura se representa un ejemplo de recipiente adecuado.

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 12 de 35



Para el diagnóstico de Tuberculosis, procurar que la muestra sea de contenido mucopurulenta y libre de saliva. Tomar tres muestras: una cuando el paciente acuda al centro de salud o cuando se produce el acceso de tos, la segunda en la mañana cuando el paciente despierte y la tercera al momento de hacer la entrega de la segunda muestra en el laboratorio. Para cada una se recolecta un volumen de expectoración de 5 mL o más.



Indicaciones para la toma de muestra: Proporcionarle el frasco. Recolectar la muestra de esputo lejos de otras personas en espacios bien ventilados (de preferencia al aire libre). Dar instrucciones claras para la obtención de una flema:

- Por la mañana.
- En ayunas, al levantarse.
- Asearse la boca.
- Inspirar 2-3 veces profundamente.
- Toser para producir una flema.

Para el diagnóstico de tuberculosis es ideal que la muestra de esputos sea mucopurulenta, ejemplo:



Fuente: Laboratory Diagnosis of Tuberculosis Sputum Microscopy, Global Laboratory Initiative, 2013

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 13 de 35

Para el diagnóstico de Micosis, es indispensable realizar un aseo previo de la cavidad oral y que la muestra proceda de la vía aérea inferior, evitando que contenga saliva, y que el volumen enviado sea de 5 mL o más. Para el diagnóstico de Ántrax se debe de obtener una cantidad mayor a 1 mL de muestra de la vía aérea inferior y que la expectoración se coloque en un recipiente estéril.

6.9 Exudado Faríngeo



El procedimiento para la toma de muestra de exudado faríngeo, recomienda para niños y adultos es el siguiente:

- La persona que realice la toma debe considerar que todas las muestras deben ser consideradas como altamente infecciosas por lo que tendrá que portar el equipo de protección personal (bata, guantes, goggles y mascarilla). Sujetar la lengua del paciente con el abatelenguas y frotar con firmeza la pared posterior de la garganta (orofaringe) con el hisopo estéril con mango de plástico. Al frotar se obtendrán células infectadas; es importante tener cuidado de no tocar la úvula para no provocar el vómito en el paciente, ejemplo:



Fuente: Lineamientos para la Vigilancia por Laboratorio de la Influenza, vigentes.

- Introducir el hisopo en el tubo de ensayo (que debe contener 2.5 ml de medio de transporte), mantener la parte del hisopo que contiene la muestra dentro del tubo, cortar y desechar el resto. Cerrar el tubo perfectamente y mantenerlo de 2 a 8 °C hasta su recepción en el laboratorio, ejemplo:

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 14 de 35



Fuente: Lineamientos para la Vigilancia por Laboratorio de la Influenza, vigentes.



- Marcar cada uno de los tubos con una tela adhesiva (evitar papel engomado, masking tape o “cinta adherible transparente”), en la cual se escribe el número de folio que se asigna en la plataforma correspondiente en caso de contar con una en el SINAVE una vez registrada la muestra.
- 4. Si van a ser transportadas, mantener los tubos con las muestras en refrigeración o en la hielera con la bolsa refrigerante hasta su procesamiento en el laboratorio.

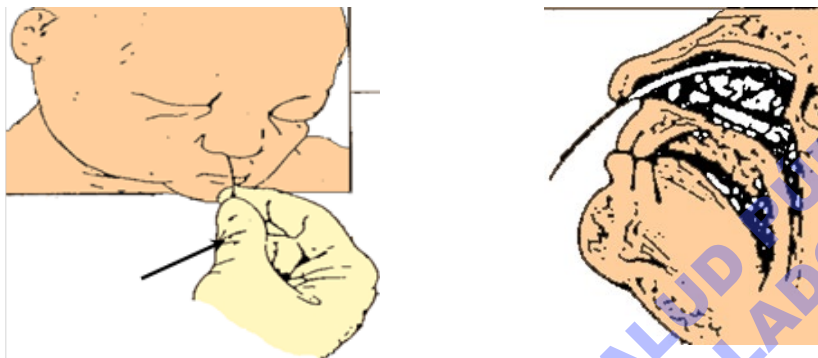
Para el diagnóstico (CULTIVO) de Infecciones Respiratorias agudas graves e infecciones invasivas causadas por *Haemophilus influenzae*, *Streptococcus pneumoniae* y *Neisseria meningitidis* se utiliza Medio de transporte Amies con carbón activado (invasivas) o de Stuart. Mantener las muestras a temperatura ambiente y entregar al laboratorio antes de 48 horas de haber sido tomadas.

6.10 Exudado Nasofaríngeo

Se recomienda para lactantes y niños muy pequeños (preescolares), la forma adecuada para tomarlo y obtener una buena muestra:

- Recostar al paciente y elevar un poco su cabeza, introducir suavemente el hisopo estéril con mango de alambre flexible, paralelo al paladar, casi en su totalidad hasta llegar a la nasofaringe (aproximadamente 2.5 cm en adultos y un poco menos en niños); una vez ahí, rotarlo suavemente para frotar la pared de la nasofaringe (al frotar se obtienen células infectadas), retirarlo cuidadosamente sin dejar de rotar. Repetir el procedimiento en la otra narina con un hisopo nuevo, ejemplo:

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 15 de 35





Fuente: Lineamientos para la Vigilancia por Laboratorio de la Influenza, vigentes.

- Introducir ambos hisopos en el tubo de ensayo (que debe contener 2.5 ml de medio de transporte), mantener la parte del hisopo que contiene la muestra dentro del tubo, cortar y desechar el resto. Cerrar el tubo perfectamente y mantenerlo de 2 a 8 °C, ejemplo:



Fuente: Lineamientos para la Vigilancia por Laboratorio de la Influenza, vigentes.

- Marcar cada uno de los tubos con una tela adhesiva (evitar papel engomado, masking tape o “cinta adherible transparente”), en la cual se escribe el número de folio que asigna la plataforma una vez registrada la muestra.
- Si van a ser transportadas, los tubos con las muestras deben mantenerse en refrigeración o en la hielera con la bolsa refrigerante hasta su procesamiento en el laboratorio.
- En caso de sospecha de *Chlamydia trachomatis*, sentar al paciente y colocar su cabeza hacia atrás. Se inserta un hisopo flexible de dacrón o rayón por cada fosa nasal hasta llegar a la nasofaringe. Se rota el hisopo durante 1-2 segundos para recoger células de esta zona. Se retira el hisopo y se descarga la muestra con firmeza sobre un portaobjetos y se deja secar al aire durante 5-10 minutos y se agregan 0.5 ml de metanol de calidad analítica y se deja evaporar. Los frotis perfectamente fijados y rotulados se colocan dentro de una caja portalaminillas. Se envían las muestras a

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 16 de 35

temperatura ambiente lo más pronto posible, de no ser así se conservan en refrigeración antes de los 7 días para su proceso.

- Para el diagnóstico de *Neisseria gonorrhoeae*, se inserta un hisopo de alginato de calcio, dacrón o rayón, por cada fosa nasal, hasta llegar a la nasofaringe. Se rota el hisopo durante 1-2 segundos para recoger células de esta zona. Se retira el hisopo y se descarga la muestra sobre una placa de Agar Gelosa Chocolate con polienriquecimiento o de Thayer Martin Modificado, de no ser posible se inocula en medio Stuart Modificado o Aimes. La inoculación de las placas de Thayer Martin es en "Z" y en GC es para aislamiento. Posteriormente en el laboratorio se realiza el extendido del inóculo. Los medios de cultivo sembrados y perfectamente identificados se sellan alrededor con papel parafilm y se envían las muestras a temperatura ambiente en atmósfera de CO₂ (Jarra o frasco de anaerobiosis).
- 7.- Para diagnóstico de *Bordetella spp.* por cultivo:

Tiempo indicado para la toma de la muestra: Durante fase catarral y hasta las 2 primeras semanas de la fase paroxística.

La toma de muestra se efectúa con el paciente sentado y la cabeza ligeramente hacia atrás. Se introduce el hisopo de mango flexible por cada una de las fosas nasales perpendicularmente a la nariz, hasta aproximadamente 10 cm hacia dentro, cuidando tocar sólo el extremo posterior del mango y evitar tocar los cornetes. Una vez tocado el fondo de la nasofaringe, frotar suavemente el hisopo durante 10 segundos, pedir al paciente que tosa y retirar con cuidado para que no se contamine.

Depositar el hisopo con la muestra para cultivo en el medio de transporte Regan Lowe con cefalexina y cortar con tijeras el excedente del mango de aluminio que queda fuera del tubo, el mango de aluminio no debe enrollarse dentro del tubo para evitar contaminación de la muestra.



La toma de la muestra puede ser con hisopo de alginato de calcio, rayón o dacrón (no algodón).

Tubo con 3 ml de medio de transporte regan lowe con sangre de caballo al 10% o de carnero al 15% y cefalexina 40 µg/ml, enviar en un tiempo máximo de 24-48 horas y temperatura de transporte en red fría (2° a 8°C)

Nota: verificar si cumple caducidad y temperatura de resguardo antes de su uso.

Para el diagnóstico de Tos ferina se debe tomar con un hisopo nasofaríngeo una sola muestra (Narina derecha o izquierda) por paciente. Esta única muestra será procesada para cultivo y PCR.

Una vez tomada la muestra se debe verificar que el hisopo ingrese en el medio de transporte asegurando que permanezca dentro durante su trayecto. Hisopo fuera del medio es motivo de rechazo.

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 17 de 35

6.11 Aspirado Nasofaríngeo

Para diagnóstico de *Bordetella* (cultivo)

Tiempo indicado para la toma de la muestra: Durante fase catarral y hasta las 2 primeras semanas de la fase paroxística

Para esta toma se utiliza un kit de aspiración que contiene una jeringa de 3.0 mL con solución salina estéril y una sonda. Durante la recolección de la muestra el paciente se mantiene acostado con el cuello extendido y la sonda se introduce suavemente a través de una fosa nasal por el piso de la nariz hasta alcanzar la nasofaringe. La solución salina se introduce en la nariz a través de la sonda hasta estancarse en la nasofaringe, de donde se aspira la muestra rápidamente.

Se colectan aproximadamente 2.0 mL de aspirado por este método.

Después de la recolección, se quita el catéter de la jeringa, se desecha, y a continuación se tapa la jeringa. Después de etiquetarlo debidamente, la jeringa se coloca en una bolsa de plástico "zip-top" o el aspirado se puede depositar en un tubo estéril y/o se inocula en el medio de transporte Regan Lowe con cefalexina, se transportan al laboratorio en bolsas con hielo en una hielera. La muestra debe llegar al laboratorio dentro de las primeras 24 horas de su extracción.

6.12 Lavado o Aspirado Bronquial



Esta muestra debe ser tomada por personal médico especializado.

Para diagnóstico (cultivo) de Infecciones Respiratorias agudas graves e infecciones invasivas causadas por *Haemophilus influenzae*, *Streptococcus pneumoniae*, *Neisseria meningitidis* el lavado o aspirado bronquial es tomado por broncoscopia por el personal médico capacitado en condiciones asépticas, evitando la contaminación con la flora de la cavidad oral. La toma debe realizarse antes de iniciar la terapia antibiótica debido a que ésta puede reducir la posibilidad de aislar el agente causal. En el Laboratorio antes de realizar cultivo es necesario determinar la calidad de la muestra mediante la aplicación de criterios celulares cuantitativos Welch y Kelly, que permiten determinar el grado de contaminación orofaríngea (número elevado de células epiteliales) Las muestras que sean clase LII serán cultivadas y las muestras de Clase L y LI no se cultivan, se notifica al cliente.

El volumen requerido es de 1 mL o más. Depositar el aspirado dentro un recipiente y/o tubo estéril, enviar la muestra de inmediato al laboratorio a temperatura ambiente para procesarla.

6.13 Lavado Faríngeo

Utilizar el dispositivo especial que incluye una sonda de teflón de 3 mm de diámetro exterior conectada a un recipiente adecuado por lo general un tubo de ensaye, donde se recoge el material. Solicitar al paciente que se siente cómodamente e incline la cabeza hacia atrás. Medir la distancia media entre la fosa nasal y la base del pabellón auricular, para calcular la profundidad a la que se debe introducir la sonda. A través de la sonda verter un mililitro de solución salina o PBS estéril y de inmediato recuperar el líquido de lavado,

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 18 de 35

retirar la sonda y tapar el recipiente herméticamente. En caso de sospecha de etiología viral, recibir el contenido de la sonda en 2 mL de medio de transporte viral. Para el diagnóstico de *Chlamydia trachomatis* con el lavado se realizarán dos frotis y se fijarán con metanol.

6.14 Líquido Pleural

La toma de muestra debe efectuarse por personal médico bien entrenado, quien deberá seguir en forma rigurosa las condiciones de asepsia. Recuperar aproximadamente de 3 a 5 mL de líquido pleural y verterlos en un tubo de plástico estéril con tapón de rosca. Para diagnóstico (cultivo) de Infecciones Respiratorias agudas graves e infecciones invasivas causadas por *Haemophilus influenzae*, *Streptococcus pneumoniae*, *Neisseria meningitidis* (meningitis bacteriana): se debe tomar la muestra durante el episodio agudo de la enfermedad, preferentemente antes de iniciar tratamiento antimicrobiano. Transportar la muestra inmediatamente al laboratorio a temperatura ambiente para procesarla. NUNCA TRANSPORTAR EN RED FRIA

Para la determinación de anticuerpos contra *M. tuberculosis*; diagnóstico de tuberculosis por PCR y bacteriológico, es indispensable enviar historia clínica detallada y completa; diagnóstico de micosis pulmonar debe de utilizarse un recipiente estéril de plástico y colocar un volumen mínimo de 2 mL. Etiquetarlo con el tipo de muestra, nombre del paciente y/o clave de identificación. Para el diagnóstico de Micosis pulmonar utilizar tubo de plástico estéril con tapón de rosca.

6.15 Líquidos Corporales: Articular, Sinovial, Peritoneal, Aspirado de Médula Ósea

Ver líquido pleural para diagnóstico (cultivo) de Infecciones Respiratorias agudas graves e infecciones invasivas causadas por *Haemophilus influenzae*, *Streptococcus pneumoniae*, *Neisseria meningitidis* (meningitis bacteriana).

6.16 Líquido de lesiones Petequiales



Para diagnóstico (cultivo) de microorganismos exigentes como *Neisseria meningitidis*, se toma cuando el paciente presenta las lesiones y debe efectuarse por personal médico. Se extrae líquido de la lesión en condiciones de asepsia con una jeringa de 1ml estéril. Después de recuperar el líquido de la lesión verterlo en un tubo de polipropileno estéril con tapón de rosca. Transportar la muestra inmediatamente al laboratorio a temperatura ambiente para procesarla

6.17 Saliva

Para el diagnóstico de rabia, extraer con una jeringa sin aguja en la región sublingual de 1 a 3 mL de saliva y recolectarla en un tubo estéril con tapón de rosca. Es indispensable enviar historia clínica detallada y completa

6.18 Hisopo sublingual

Para el diagnóstico de rabia con hisopo de dacrón preferentemente o en su defecto de algodón tomar la muestra introduciendo la punta del hisopo debajo de la lengua, y realizar un raspado suave y suficiente en

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 19 de 35

las glándulas salivales, extraer el hisopo y sumergirlo en 2 mL de solución salina o medio de transporte estéril. Es indispensable enviar historia clínica detallada y completa.

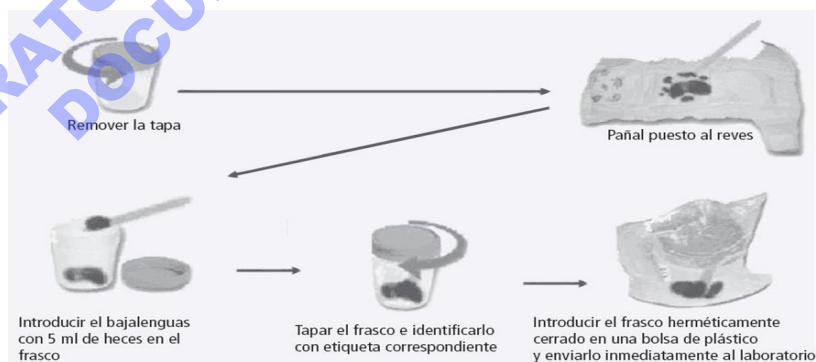
6.19 Lavado gástrico

La toma de muestra debe efectuarse por personal médico bien entrenado, quien deberá seguir en forma rigurosa las condiciones de asepsia. Depositar la muestra en un frasco estéril de boca ancha y tapar herméticamente. Para el diagnóstico por PCR de *Mycobacterium spp* se debe de inactivar la muestra de inmediato con 1 mg de carbonato de sodio por cada mililitro de muestra. En caso de no ser posible la neutralización se tienen 4 horas para poder procesarla sin que esta sufra alguna alteración. Para el diagnóstico de tuberculosis por Xpert MTB/RIF y bacteriológico se requieren de 3 a 5 mL de muestra, si no es procesada dentro de las primeras 4 horas, agregar 1 mg de bicarbonato de sodio por ml de muestra para su conservación. Es indispensable enviar historia clínica detallada y completa.

6.20 Material fecal



Para obtener la muestra de materia fecal, se debe colocar al paciente pediátrico un pañal desechable puesto al revés y vaciar la muestra en un frasco recolector de polipropileno graduado con una capacidad de 20 mL.

Si la muestra es líquida vaciar en un vaso recolector de 5.0 a 10 mL de la muestra diarreica directamente en un frasco limpio con tapa de rosca. Si la muestra es sólida, utilizar un abatelenguas y colocar en un frasco recolector. Identificar el frasco con el nombre del paciente y fecha de la toma de muestra. Introducir el frasco en una bolsa de plástico individual para evitar el derrame accidental de la muestra. Llenar el formato adecuadamente. Enviar la muestra al laboratorio, adjuntando solicitud de oficio y relación de nombres de los pacientes en caso de ser varios, ejemplo:



Fuente: Lineamientos para la Vigilancia por Laboratorio del Rotavirus, vigentes.

Para la Identificación de Poliovirus para casos de Parálisis Flácida Aguda (PFA) se debe tomar una muestra de 5 a 10 g. (como el tamaño de una nuez). Colocar una muestra en envase de plástico de boca ancha con

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 20 de 35

cierre hermético. En casos de PFA que hayan fallecido tomar muestras de heces de 5 contactos menores de 15 años. Para la identificación de enterovirus tomar una muestra de 5 a 10 g (como el tamaño de una nuez) y colocarla en un envase de plástico de boca ancha con cierre hermético. Estudios parasitológicos: coleccionar tres muestras durante tres días consecutivos. Si la materia fecal es sólida o semisólida tomar una cantidad que no debe de exceder el tamaño equivalente al de una nuez, si es líquida bastan con 1 a 2 mL. Depositarla en un recipiente de plástico estéril de boca ancha con tapa hermética.

6.21 Hisopo rectal/fecal

La toma de materia fecal se realiza con un hisopo estéril con punta de algodón, pudiendo ser hisopo fecal (obtenido a partir de una muestra directa de materia fecal), o bien mediante hisopo rectal, el cual se obtiene introduciendo el hisopo en el esfínter anal más de un centímetro y girando el hisopo, el cual debe salir manchado con materia fecal.

Para cultivo de *Vibrio cholerae*, *Salmonella spp*, *Shigella spp* y *Escherichia coli* (Enterobacterias) introducir el hisopo en el medio de transporte Cary Blair, cuidando de que el algodón quede 2 cm por debajo de la superficie y sin perforar el fondo del medio de transporte. Romper la parte del mango que tocó nuestros dedos para evitar fuentes de contaminación externa, ejemplo:





Fuente:
ADAM,
Atlas de
anatomía/

Procedimiento para la identificación de *Vibrio cholerae* en el laboratorio de microbiología, OPS-2010.

Cuando se trata de un cuadro característico de cólera, la muestra se toma de las heces en forma de agua de arroz. El hisopo se introduce en el tubo de Cary Blair, tapando bien el tubo e identificándolo con el número de folio de la plataforma SINAVE DIARREAS, nombre del paciente y la fecha de la toma de la muestra.

Para la búsqueda de *Vibrio spp* se debe tomar un hisopo rectal y para enterobacterias se debe tomar otro, por lo que deberán enviarse dos hisopados fecales o rectales al laboratorio en medio de transporte de Cary Blair, será causa de rechazo muestras en medio de transporte que no sea Cary Blair, etiqueta de caducidad ilegible o borrada, hisopo fuera del medio de transporte, tubo sin medio de transporte y/o caducado. Enviar

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 21 de 35

las muestras preferentemente antes de 5 días naturales a temperatura ambiente.

Nota: en el caso que la temperatura ambiental rebase los 30°C mantener las muestras para su transporte en un ambiente fresco utilizando refrigerantes para asegurar la viabilidad en las muestras.

Para *Neisseria gonorrhoeae* Insertar un hisopo de alginato de calcio o dacrón 3-4 cm. en el recto y rotar suavemente. Evitar la contaminación fecal tanto como sea posible. Se puede usar un proctoscopio para facilitar la toma de muestra del exudado mucopurulento. Sembrar inmediatamente en una placa de Agar Gelosa Chocolate y/o Thayer Martin o en medio de transporte Stuart o Aimes. Posteriormente en el laboratorio se realiza el extendido del inóculo. La inoculación de las placas de Thayer Martin es en "Z" y en GC es para aislamiento Los medios de cultivo sembrados y perfectamente identificados se sellan alrededor con papel parafilm. Enviar las muestras a temperatura ambiente en atmósfera de CO₂.

Para *Chlamydia trachomatis* insertar en el canal anal un hisopo de rayón o dacrón, a unos 3-5 cm por encima del esfínter. Girar suavemente el hisopo de forma que se toquen todos los lados del canal para obtener células de la pared rectal. Retirar el hisopo. Si el hisopo está contaminado con heces, eliminarlo y repetir el procedimiento de toma de muestra. Para preparar la porta, descarga la muestra con firmeza sobre un portaobjetos y se deja secar al aire durante 5- 10 minutos y se agregan 0.5 ml de metanol de calidad analítica y se deja evaporar. Los frotis perfectamente fijados y rotulados se colocan dentro de una caja portalaminillas. Se envían las muestras a temperatura ambiente lo más pronto posible, de no ser así se conservan en refrigeración antes de los 7 días para su proceso.

6.22 Líquido Céfal Raquídeo

La toma de muestra de LCR deberá realizarse por personal especializado con entrenamiento en punción lumbar.



Para diagnóstico (cultivo) de Infecciones Respiratorias agudas graves e infecciones invasivas causadas por *Haemophilus influenzae*, *Streptococcus pneumoniae*, *Neisseria meningitidis* (meningitis bacteriana). Nunca refrigerar la muestra de LCR y el envío debe ser inmediatamente a temperatura ambiente. y deberá procesarse de inmediato para evitar pérdida de viabilidad de los microorganismos sensibles a los cambios bruscos de temperatura.

Si el envío no va ser inmediatamente, es decir la muestra no llegará al Laboratorio durante las primeras tres horas de tomada la muestra, está podrá separarse, una parte para la detección directa de antígeno capsular (aglutinación con partículas de látex) y la otra para cultivo:

1 a 2 mililitros en tubo estéril de plástico y refrigerar para la determinación de antígenos (aglutinación en látex). Transportar como máximo 8 horas entre 2 y 8 °C.

1 a 2 mililitros depositarlo en un frasco de hemocultivo pediátrico (no adultos) * o en un mililitro de caldo infusión cerebro corazón enriquecido (un tubo de 2ml de caldo con poli enriquecimiento al 1%) transportar al Laboratorio a temperatura ambiente.

*No utilizar hemocultivos para adultos ya que se corre el riesgo de diluir la muestra y perder la oportunidad de aislar el agente etiológico.

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 22 de 35

Para el diagnóstico de Tuberculosis, en caso de no enviar al laboratorio dentro de las primeras dos horas, almacenar y/o transportar en refrigeración. Posterior a las 24 horas en caso de no enviar la muestra y de no poder obtener una nueva muestra, se recomienda continuar con el almacenamiento en refrigeración y transportar entre 4 a 8 °C.

Para el diagnóstico de meningitis tuberculosa por Xpert MTB/RIF se requiere una muestra de líquido cefalorraquídeo:

- Si la cantidad de LCR es mayor a 5 mL se debe dividir la muestra y procesar una parte por Xpert MTB/RIF y la otra por baciloscopia y cultivo, de manera simultánea.
- Una cantidad de LCR menor de 0.1 mL es insuficiente para ser procesada por el Xpert MTB/RIF.

La muestra debe ser procesada lo antes posible, si no, conservar en refrigeración hasta su envío. Es indispensable enviar historia clínica detallada y completa.

6.23 Piel, pelos y uñas



Para el diagnóstico de micosis superficiales, los pacientes no deben haberse aplicado ningún medicamento tópico por lo menos cinco días antes de la toma de la muestra. Limpiar la zona afectada con una gasa humedecida con solución salina estéril, y con un portaobjeto estéril en posición vertical realizar un raspado franco de los bordes de las lesiones. Las escamas obtenidas se depositan en la parte central de otro portaobjeto. Si las lesiones están en cuero cabelludo se deberá retirar con pinzas los cabellos cortos y las costras. De las uñas, no recolectar detritus celulares externos. Se pueden emplear agujas de disección o bisturí para tomar la muestra.

6.24 Exudado de lesión cutánea

Para los diagnósticos de difteria cutánea y lesiones causadas por estreptococos beta hemolítico, limpiar cuidadosamente el área alrededor de la lesión con solución salina estéril. Eliminar el exceso de exudado en la periferia de la lesión, y con un hisopo de algodón estéril tomar un raspado del borde interno de la lesión y depositarlo en el medio de transporte de Stuart o de Amies semisólido con carbón activado.

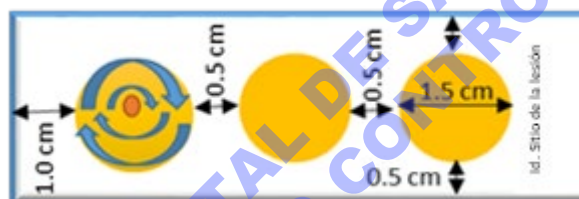
Para el diagnóstico de ántrax cutáneo: a. Etapa vesicular: Utilizando un hisopo estéril; obtenga asépticamente fluido vesicular proveniente de vesículas que no hayan sido abiertas con anterioridad. Nota: Los bacilos del ántrax tienen una mayor probabilidad de ser observados mediante la tinción de Gram durante la etapa vesicular. b. Etapa de escaras o costras: Hay que levantar con cuidado el borde externo de una costra para obtener un poco de material; insertar un hisopo estéril por debajo del borde de la costra sin removerla y rotar lentamente por 2 o 3 segundos.

Para el diagnóstico de Micosis: Recolectar la muestra con un asa bacteriológica o pipeta Pasteur. Colocar la muestra en tubo de plástico con tapón de rosca conteniendo solución salina fisiológica estéril

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 23 de 35

6.25 Impronta y frotis de lesiones cutáneas para Leishmaniasis

Disponer del material necesario antes de iniciar el procedimiento Registrar los datos del paciente. Lavarse las manos y colocarse guantes. Inspeccionar la lesión. Con una gasa estéril agregar una solución yodada sobre la lesión y limpiar del centro a la periferia con la gasa. Desinfectar la lesión y la piel circundante con una torunda embebida en alcohol al 70%. Con solución salina fisiológica terminar de limpiar la lesión y desprender la costra. Hacer presión con el dedo índice y el dedo pulgar sobre el borde indurado donde se tomará la muestra, este paso se realiza para disminuir la irrigación de sangre hacia la lesión. Con la navaja de bisturí raspar cuidadosamente el borde indurado de la lesión o la piel que cubre la lesión y del exudado seroso tomar y colocar sobre un portaobjetos en forma de círculo en el sentido de las manecillas del reloj (tamaño aproximado de 1.5 cm de diámetro). Tomar 3 frotis en cada portaobjetos. Repetir la operación con 3 portaobjetos.





Distribución y medidas correctas de Impronta/Frotis de lesión cutánea: LESP Veracruz

Distribución y medidas correctas de Impronta/Frotis de lesión cutánea: Laboratorio Estatal de Salud Pública Para improntas raspar cuidadosamente el borde indurado de la lesión o la piel que cubre la lesión con uno de los lados de un portaobjetos, si se produce sangrado limpiar la lesión con una gasa estéril, esperar a que se produzca un exudado seroso. Aplicar la superficie de un portaobjetos desengrasado sobre el exudado. Tomar 3 a 4 impresiones en cada portaobjetos. Repetir la operación con 3 portaobjetos. Secar a temperatura ambiente, identificar la lámina (con lápiz diamante u otro medio) con los datos correspondientes. Descartar el bisturí en el recipiente para punzo cortantes. Al terminar la toma de la muestra, hacer presión en la lesión con una gasa estéril hasta controlar el sangrado y cubrir la lesión con una gasa estéril.

6.26 Raspado de lesiones cutáneas o costras

Lavar bien el sitio de la lesión, primero con agua y jabón y luego con alcohol al 70%, utilizando gasa (no debe utilizarse algodón) y se deja secar. Con un bisturí estéril, raspar el borde de la lesión y recoger el material que se desprenda. Si la epidermis está desprendida tomar porciones de ésta. Para la búsqueda morfológica del agente, colocar las costras o escamas en una caja de Petri estéril y asegurar la tapa con cinta adhesiva para que no se abra, o colocar en sobres de papel sellados.

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 24 de 35

6.27 Impronta de córnea

Para el diagnóstico del virus de la rabia se deben de tomar dos impresiones de la córnea de cada ojo, con un portaobjeto previamente desengrasado con una mezcla de alcohol etílico y éter. El material debe ser suficiente para circunscribir dos campos con el lápiz graso. Los portaobjetos se secan a temperatura ambiente y se empacan en un portalaminilla. Si es posible fijar las improntas con acetona fría (-20 °C) por 30 minutos, secar al aire y empacar. Es indispensable enviar historia clínica detallada y completa.

6.28 Exudado conjuntival

Hay que elevar un poco la cabeza del paciente y pedirle que fije la mirada hacia arriba, exponer la conjuntiva inferior aplicando una ligera presión del párpado inferior con el dedo índice para exponer la conjuntiva. Posterior a ello introducir un hisopo de rayón o dacrón raspando con cuidado en ambas superficies conjuntivales y rotarlo para asegurar que toda la superficie de la conjuntiva se está muestreando, y con ello poder obtener células infectadas por el virus. Tomar muestra en ambos ojos si se presenta infección bilateral.

Para el diagnóstico de Adenovirus tomar la muestra durante las primeras 96 horas de haberse iniciado los síntomas. Para el diagnóstico de Enterovirus utilizar medio de transporte para agentes virales o solución salina estéril al 0.85%. El médico debe de tomar la muestra de ambos ojos, utilizando un hisopo estéril para cada uno de los ojos e introducir cada hisopo en su tubo de medio de transporte correspondiente.



Para el diagnóstico de Micobacterias por métodos moleculares, se puede enviar también exudado palpebral y/u ótico. Para la toma de exudado se debe de emplear un hisopo de dacrón o rayón que se introduce en un tubo de plástico, así como utilizar solución salina fisiológica al 0.85% como medio de transporte.

Para el diagnóstico de infección por *Chlamydia trachomatis* para cada ojo: bajar el párpado inferior de forma que la conjuntiva quede expuesta. Eliminar el exudado o pus con un hisopo de dacrón estéril humedecido y desecharlo como RPBI. Con un hisopo de dacrón estéril humedecido con solución salina obtener una muestra sobre la superficie de la conjuntiva ejerciendo una rotación suave pero firme sobre el hisopo, sin dañar el ojo. Hacer rodar con firmeza el hisopo sobre un portaobjetos de vidrio y dejar secar al aire la muestra (unos 5-10 minutos). Aclarar el portaobjetos con 0.5mL de Metanol de calidad analítica y dejar evaporar.

6.29 Exudado uretral

Recomendar al paciente que no orine por lo menos una hora antes de tomar la muestra. Ante la sospecha de infección por *Chlamydia trachomatis*, tomar la muestra con hisopo de dacrón o rayón, introduciéndolo en la uretra a una profundidad de 2-4 cm ejerciendo un movimiento de rotación durante 1-2 segundos. Retirar y rodar con firmeza el hisopo sobre un portaobjetos y se deja secar al aire durante 5-10 minutos y agregar 0.5 ml de metanol de calidad analítica y se deja evaporar (para fijarlos.) Envolver las laminillas en forma individual con varias capas de papel absorbente. Enviar las muestras a temperatura ambiente, de modo que lleguen al laboratorio antes de 24 horas. De no ser posible se debe de conservar en refrigeración hasta por 5 días.

Recomendar al paciente que no orine por lo menos una hora antes de tomar la muestra, para el diagnóstico

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 25 de 35

de *Neisseria gonorrhoeae*, tomar la muestra con hisopo de alginato de calcio, dacrón o rayón, introduciéndolo en la uretra a una profundidad de 2-4 cm ejerciendo un movimiento de rotación durante 1-2 segundos. Sembrar inmediatamente en una placa de Agar Gelosa Chocolate y/o Thayer Martin o en medio de transporte Stuart o Aimes. La inoculación de las placas de Thayer Martin es en "Z" y en GC es en estría para aislamiento Posteriormente en el laboratorio se realiza el extendido del inóculo. Los medios de cultivo sembrados y perfectamente identificados se sellan alrededor con papel parafilm y se envían a temperatura ambiente en atmósfera de CO₂ (Jarra o frasco de anaerobiosis).



Recomendar al paciente que no orine por lo menos una hora antes de tomar la muestra, para el diagnóstico de *Mycoplasma hominis* y *Ureaplasma urealyticum*, tomar la muestra con hisopo de alginato de calcio o dacrón, introduciéndolo en la uretra a una profundidad de 2-4 cm ejerciendo un movimiento de rotación durante 1-2 segundos. Se retira el hisopo e inmediatamente se empapa el hisopo en 2 ml medio de transporte (Caldo soya tripticaseína con 0.04% de ampicilina); se retira del medio el hisopo con el que se tomó la muestra, se cierra herméticamente el tubo y se sella con papel parafilm. Enviar el tubo rotulado a temperatura ambiente antes de 48h y de 2-8°C después de 72h

Recomendar al paciente que no orine por lo menos una hora antes de tomar la muestra, para el diagnóstico de *Candida albicans*, tomar la muestra con dos hisopos de alginato de calcio o dacrón, introduciéndolo en la uretra a una profundidad de 2-4 cm ejerciendo un movimiento de rotación durante 1-2 segundos. Se retira y se inocula la muestra en agar Biggy o en medio de transporte Stuart, el segundo hisopo se utiliza para preparar un frotis, el cual se deja secar al aire durante 5-10 minutos y se fija al calor. El frotis perfectamente fijado y rotulado se coloca dentro de una caja portalaminillas. El tubo con medio de transporte Stuart o la placa de agar sembrada, se rotula y sella perfectamente con papel parafilm. Enviar las muestras a temperatura ambiente antes de 48h.

6.30 Exudado vaginal y endocervical

La paciente no debe estar en período menstrual, sin actividad sexual por lo menos 3 días antes de la toma de muestra; sin tratamiento antimicrobiano por lo menos 15 días antes de la toma de la muestra para los siguientes diagnósticos:

- Ante la sospecha de *Chlamydia trachomatis* utilizar un espejo vaginal (libre de lubricante) para fijar el cérvix, eliminar el moco y el exudado del exocervix y tomar la muestra con cepillo citológico o hisopo de dacrón o rayón, introduciendo 1-1.5 cm dentro del canal endocervical durante 5-10 seg. con la precaución de retirarlo sin tocar la superficie vaginal. Hacer dos frotis en portaobjetos y dejarlos secar al aire durante 5-10 minutos y agregar 0.5 ml de metanol de calidad analítica y dejar evaporar (para fijarlos). Los frotis perfectamente fijados y rotulados se colocan dentro de una caja portalaminillas Enviar las muestras a temperatura ambiente lo más pronto posible. De no ser así conservar en refrigeración antes de los 7 días para su proceso.
- Para el diagnóstico de *Neisseria gonorrhoeae*, utilizar un espejo vaginal (libre de lubricante) para fijar el cérvix, NO eliminar el moco y el exudado del exocervix y tomar la muestra con cepillo citológico o hisopo de alginato de calcio, dacrón o rayón, introduciendo 1-1.5 cm dentro del canal durante 5-10 segundos endocervical con la precaución de retirarlo sin tocar la superficie vaginal. Inocular inmediatamente la

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 26 de 35



muestra en una placa de Agar Gelosa Chocolate con polienriquecimiento o de Thayer Martin Modificado, de no ser posible se inocula en medio Stuart Modificado o Aimes, la inoculación de las placas de Thayer Martin es en "Z" y en GC es en estría para aislamiento. Posteriormente en el laboratorio se realiza el extendido del inóculo. Los medios de cultivo sembrados y perfectamente identificados se sellan alrededor con papel parafilm. Enviar las muestras a temperatura ambiente en atmósfera de CO₂ (Jarra o frasco de anaerobiosis).

- En el caso de muestras para la búsqueda de *Mycoplasma hominis* y *Ureaplasma urealyticum*, emplear un espejo vaginal (libre de lubricante) para fijar el cérvix, eliminar el moco y el exudado del exocervix y tomar la muestra con cepillo citológico, insertando 1-1.5 cm dentro del canal durante 5-10 s endocervical 5-10 seg. con la precaución de retirarlo sin tocar la superficie vaginal. Inocular inmediatamente la muestra, empapando el hisopo en 2 ml medio de transporte (Caldo soya tripticaseína con 0.04% de ampicilina) retirando del medio el cepillo o el hisopo con el que se tomó la muestra. Enviar el tubo rotulado, herméticamente cerrado (tapón de rosca) y sellado con papel parafilm alrededor de la rosca, a temperatura ambiente antes de 48h y de 2- 8°C después de 72h.

- Para la búsqueda de *Gardnerella vaginalis*, utilizar un espejo vaginal sin lubricante y tomar tres hisopados del exudado del fondo de saco vaginal (alginato de calcio o dacrón). Introducir inmediatamente el hisopo en un tubo con 2 ml de Solución salina estéril al 0.9%, con el segundo hisopo se prepara un frotis y después se deposita en KOH al 10% y con el tercer hisopo se inocula en medio de transporte Stuart o el medio de agar Columbia con 5% de sangre humana, el cual posteriormente se siembra para aislamiento en el laboratorio. El frotis preparado se deja secar al aire durante 5-10 minutos, se fija al calor, se rotula y se coloca dentro de una caja portalaminillas. Los tubos inoculados en solución salina, KOH y/o medio de transporte Stuart, se rotulan y sellan perfectamente con papel parafilm y la placa de agar sembrada y perfectamente identificada se sella con papel parafilm. Enviar la placa de agar sembrada y los tubos con medio de transporte Stuart, solución salina y KOH inoculados, perfectamente rotulados y sellados con papel parafilm, a temperatura ambiente antes de 48h.



- Para la búsqueda de *Candida albicans*, utilizar un espejo vaginal sin lubricante y tomar tres hisopados del exudado del fondo de saco vaginal (alginato de calcio o dacrón). Introducir inmediatamente el hisopo en un tubo con 2 ml de Solución salina estéril al 0.9%, con el segundo hisopo se prepara un frotis y después se deposita en KOH al 10% y con el tercer hisopo se inocula en medio de transporte Stuart o el medio de agar Biggy, el cual posteriormente se siembra para aislamiento en el laboratorio. El frotis preparado se deja secar al aire durante 5-10 minutos y se fija al calor. El frotis perfectamente fijado y rotulado se coloca dentro de una caja portalaminillas. Los tubos inoculados en solución salina, KOH y/o medio de transporte Stuart, se rotulan y sellan perfectamente con papel parafilm y la placa de agar sembrada y perfectamente identificada se sella con papel parafilm. Enviar la placa de agar sembrada y los tubos con medio de transporte Stuart, solución salina y KOH inoculados, perfectamente rotulados y sellados con papel parafilm, a temperatura ambiente antes de 48h.



- Para el diagnóstico de *Trichomonas vaginalis*, utilizar un espejo vaginal sin lubricante y tomar el exudado del fondo de saco vaginal con hisopo de alginato de calcio o dacrón. Depositar inmediatamente el hisopo en un tubo con 2 ml de Solución salina estéril al 0.9% y cerrarlo. Enviar el tubo perfectamente rotulado a temperatura ambiente antes de 30 minutos.

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 27 de 35

- Para el diagnóstico de Virus del Papiloma Humano por PCR se realizará de acuerdo al siguiente esquema:

	<p>Presentación del equipo necesario para la recolección y transporte de muestra cervicovaginal:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Vial con 20 ml de medio de transporte • Brocha • Espejo vaginal desechable • Guantes desechables de nitrilo sin talco
	<p>Colocar el código de barras de la paciente sobre la etiqueta del tubo de forma vertical.</p>
	<p>TOMA DE MUESTRA:</p> <ol style="list-style-type: none"> 1. Colocar espejo vaginal 2. Insertar la brocha en el orificio cervical a una profundidad de 1 a 1.5 cm. hasta que las cerdas externas más largas de la brocha toquen el exocérnix. 3. Hacer girar la brocha 360° en sentido a las manecillas del reloj, de 3 a 5 veces. 4. Retirar la brocha del canal evitando el contacto entre las cerdas de la brocha y la ropa, la parte externa del vial u otro objeto. 5. Retirar el espejo vaginal

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 28 de 35

	<ol style="list-style-type: none"> 6. Abrir la tapa del vial cuidando que no se derrame el líquido que contiene ni que se contamine. 7. Introducir la brocha hasta el fondo del tubo, enjuagar un mínimo de 10 veces o hasta que las cerdas de la brocha se separen. 8. Desechar en R.P.B.I. la brocha (no dejar en el recipiente).
	<ol style="list-style-type: none"> 9. Tapar el vial y asegurarse de que se encuentre bien cerrado. 10. Asegurar el vial en una gradilla.

6.31 Citología cervical



La toma ideal es a la mitad del ciclo menstrual, sin antecedentes de duchas ni aplicación de tratamientos tópicos 12 horas antes y sin haber tenido relaciones sexuales 24 horas antes del estudio. Los responsables de la toma de la muestra deben ser: médicos generales, especialistas en ginecología o medicina familiar, enfermeras debidamente adiestradas.

El personal de salud debe explicar a la mujer en qué consiste el procedimiento, preguntar por su estado general de salud y si ha tenido alguna sintomatología ginecológica. Debe recabar y anotar todos los datos en el formato de Solicitud y Reporte del Resultado de Citología Cervical del Programa de Prevención y Control de Cáncer Cérvico Uterino y tener el portaobjetos ya marcado con las siglas del nombre y la fecha.

Con la paciente en la mesa de exploración en posición ginecológica, introducir el espejo vaginal con las valvas cerradas, sin lubricante (se puede humedecer con agua tibia) en paralelo al eje mayor de los labios mayores; cuando la mitad del espejo está en la vagina, girar 90° hasta que el mango del espejo apunte hacia abajo; introducirlo completamente en la vagina, separar las valvas con cuidado hasta visualizar el cérvix; ajustar el tornillo o palanca del espejo para que permanezca abierto y fijo. Examinar el cuello uterino iluminando con la fuente de luz; normalmente es color de rosa, liso y redondeado, la parte central (orificio externo) puede estar cubierto por moco claro. Observar si hay alguna anomalía como secreción, úlceras, erosiones, ampollas, engrosamiento o tumores. No se debe limpiar el cérvix antes de tomar la muestra. Debido a que el cáncer se origina en la zona de transformación del cérvix, es necesario que el extendido celular contenga células de esta zona.

6.32 Orina

Tomar una muestra de la micción espontánea después de una cuidadosa limpieza de la región urogenital con agua y jabón y luego con benzal al 1%. Instruir al paciente para que deseche la primera parte de la micción y se colecta el chorro medio en un recipiente estéril, de boca ancha con tapa de rosca. Sólo en

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 29 de 35

caso de sospechar parásitos, se usa la primera parte de la micción. Para diagnóstico de infección por agentes bacterianos. Tomar una muestra de la micción espontánea con los requisitos de higiene ya referidos.

Para el diagnóstico de tuberculosis por PCR se requiere un volumen mínimo de 2 mililitros de la primera micción de la mañana en recipientes de plástico estéril. Se recomienda el chorro medio siguiendo los requisitos de higiene ya referidos.

Para el diagnóstico bacteriológico de tuberculosis se debe tomar un volumen de 50 mL de la primera micción de la mañana en recipiente de plástico estéril. Se recomienda el chorro medio siguiendo los requisitos de higiene ya referidos. Se requieren de 4 a 6 muestras matinales de orina de días consecutivos. Es indispensable enviar historia clínica detallada y completa.

Para el diagnóstico de Leptospirosis se requieren de 50 a 100 mL, se recomienda el chorro medio de la primera micción de la mañana y colectarla en un frasco estéril, de boca ancha, de plástico, bien sellado y rotulado, especificar el tipo de muestra, fecha y hora de la toma. La orina debe ser tomada entre los 7 a 28 días después del inicio de los síntomas.

6.33 Biopsias del Sistema Tegumentario

La toma de la muestra debe efectuarse por personal médico capacitado bajo condiciones de asepsia rigurosa.



Para el diagnóstico de Parálisis Flácida Aguda (post-mortem) se toma una muestra de médula espinal en la región cervical.

Para el diagnóstico de Rabia tomar una muestra de medio centímetro cubico (0.5cm³) del cuero cabelludo en la región de la nuca.

Para el diagnóstico de tuberculosis por Xpert MTB/RIF o bacteriológico, tomar una muestra de 1 g. y colocarla en frasco estéril, desechable con tapa de rosca, cierre hermético, en 1 a 2 mL de solución salina estéril o agua destilada estéril. Si no es enviada de inmediato, conservar en refrigeración. Es indispensable enviar historia clínica detallada y completa.

Para los estudios histopatológicos colocar la muestra en un recipiente limpio con tapa con las siguientes características:

- Boca ancha para poder extraer la muestra sin deteriorarla.
- Tapa de rosca y cierre hermético, para evitar exponer al personal que manipula la muestra a los vapores y derrames de formalina (tóxico volátil).
- Capacidad de más de 10 veces el volumen de la muestra.
- Frasco rotulado e identificado

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 30 de 35



6.34 Otras tomas de Muestras del Sistema Tegumentario (Líquido sinovial, líquido peritoneal, exudado ótico, exudado ocular)

Para el diagnóstico de micosis sistémicas (histoplasmosis y coccidioidomicosis) se requieren muestras de 2 a 3 mL, no contaminadas, hemolizadas ni lipémicas. Colocar la muestra en tubo de plástico estéril con tapón de rosca.



6.35 Biopsia para diagnóstico histopatológico

Una biopsia es una muestra de tejido de un ser vivo que se extrae mediante técnicas diversas para ser analizada por un médico especialista en Anatomía Patológica. Cuando la muestra de uno o varios tejidos se toma de un ser sin vida se le llama necropsia la cual puede ser parcial o total. El médico que toma la biopsia debe hacerlo bajo normas estrictas de asepsia y antisepsia y con el procedimiento quirúrgico y anestésico indicado para cada caso. Las biopsias se pueden tomar durante una cirugía mayor, a través de pequeñas incisiones, por endoscopia, mediante la inserción de agujas de grueso calibre diseñadas especialmente para tomar biopsias (tru-cut) y otras.

- Para diagnóstico de lepra, micosis, parasitosis y virosis cutáneas, el médico deberá decidir la región de donde se debe tomar la biopsia, el tipo de biopsia, ya sea con bisturí o con sacabocado, de acuerdo con los criterios quirúrgicos o dermatológicos.
- Para diagnóstico postmortem de Dengue y otros Arbovirus mediante RT-PCR. Tomar 1 cm³ de bazo, cerebro, musculo, hígado, ganglios o riñón. Es necesario que la muestra esté acompañada de su historia clínica con datos completos. Colocar en solución salina 0.85% (solución fisiológica), usando frascos de plástico estériles, bien etiquetados (indicando el tipo de tejido) y sellados con parafilm. Mantener de 2-8°C y enviar inmediatamente.
- Para diagnóstico de OTRAS Arbovirosis: Necropsia de hígado, ganglios, bazo, riñón. Toma realizada por personal experto inmediatamente después de la defunción (necropsia), hasta una hora después.
- Para diagnóstico de Parálisis Flácida Aguda (posmortem) se toma una muestra de médula espinal en la región cervical y lumbar de 1-3 cm. o de colon descendente que contenga materia fecal de 3 a 5 g. Colocar en frasco de plástico estéril en solución salina 0.85%. Mantener a 4°C y enviar inmediatamente
- Para diagnóstico de Rabia tomar una muestra de 5mm³ del cuero cabelludo en la región de la nuca. Colocar en recipiente hermético sin ninguna solución. Acompañado de historia clínica detallada y completa. Colocar en recipiente hermético sin ninguna solución, mantener refrigerado a 4°C y enviar inmediatamente
- Para diagnóstico de tuberculosis y lepra por PCR si la biopsia está en parafina enviar el bloque completo o por lo menos 10 cortes, si la muestra es en fresco enviar un fragmento de la parte afectada en solución salina. Colocar la muestra en un criotubo estéril, mantener congelado hasta su entrega en el laboratorio. Para el diagnóstico de tuberculosis en biopsia, por medio de Xpert MTB/RIF y bacteriológico (cultivo) la muestra debe ser de mínimo 1g en solución salina o agua destilada estéril.

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 31 de 35

- Para diagnóstico de Leishmaniasis por IHQ tomar un fragmento de 0.5 cm³ de la región afectada. Colocar en un recipiente con tapa y solución de formol al 10%, en cantidad suficiente para cubrirla y enviar inmediatamente, mantener a 4° C.
- Para diagnóstico de Leishmaniasis por cultivo in vitro se tomará un fragmento de 0.5 cm³ de la región afectada y se depositará en tubos medio N´N´N´ (previa solicitud de insumo al Laboratorio del InDRE) y enviar a temperatura ambiente.
- Para diagnóstico por PCR si la biopsia está en parafina enviar el bloque completo o por lo menos 10 cortes, si la muestra es en fresco enviar un fragmento de la parte afectada en solución salina. Colocar en un recipiente con tapa y solución salina fisiológica en cantidad suficiente para cubrirla y enviar en un lapso no mayor de 24 h, mantener a 4°C.
- Para el diagnóstico (post mortem) de rickettsias, tomar 2 a 3 cm de tejido u órgano proveniente de necropsia, cualquier órgano preferentemente hígado, pulmón, riñón o bazo inmediatamente después del fallecimiento. Colocar en frasco con solución salina fisiológica estéril, el volumen de esta debe ser 10 veces el tamaño de la muestra de tejido.
- Para diagnóstico de leptospirosis (post mortem) tomar muestras de hígado, pulmón, riñón colocar en frascos estériles de boca ancha con solución reguladora de fosfatos (Tampón fosfato salino o buffer fosfato salino, conocido también por sus siglas en inglés, PBS, de phosphate buffered saline) o en solución salina estéril al 0.85% para evitar la desecación. Envió inmediato al laboratorio, manteniendo ls muestras protegidas de la luz y a tempera ambiente.
- Para el diagnóstico de difteria cutánea, se toma una muestra de la lesión cutánea y se deposita en solución fisiológica estéril o en medio de transporte de PAI (de Loeffler). El contenedor se envía sellado y rotulado, especificar el tipo de muestra enviar en refrigeración.
- Para el diagnóstico de ántrax toma una muestra de nódulo linfático y se deposita en solución fisiológica estéril en un recipiente hermético. Las muestras para cultivo de bacterias a partir de tejidos se remiten rápidamente al laboratorio en un recipiente estéril con tapas adecuadas. Las muestras en formol no son adecuadas para el cultivo.
- Para diagnóstico de influenza por rRT-PCR (Reacción en Cadena de la Polimerasa con Transcriptasa Inversa, del inglés Reverse transcription polymerase chain reaction) tomar un fragmento de pulmón de 2 cm³ de la región más afectada. La toma de la muestra debe efectuarse por personal médico capacitado. Colocar en tubo de plástico con 2.5 mL de transporte viral, mantener refrigerado a 4°C y enviar inmediatamente.
- Para el diagnóstico (cultivo) de Infecciones Respiratorias agudas graves e infecciones invasivas causadas por *Streptococcus pneumoniae*, *Neisseria meningitidis* y *Haemophilus influenzae*. Estos especímenes deben ser tomados en el hospital por personal médico capacitado. Las muestras de tejidos se remiten rápidamente al laboratorio en un recipiente estéril con tapa adecuada de rosca, al que pueda

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 32 de 35

añadirse unas gotas de suero salino estéril para prevenir la desecación. Las muestras en formol no son adecuadas para su cultivo. Temperatura ambiente hasta que sea entregada en el laboratorio, nunca refrigerar. Enviar inmediatamente

6.36 Necropsia

Las necropsias se realizan en hospitales o servicios médico forenses, por un médico especialista en Anatomía Patológica auxiliado por un técnico de autopsias. Pueden ser totales, cuando se toman muestras de todos los órganos, incluso el cerebro, o bien parciales cuando solamente se toma muestra de algunos órganos que generalmente fueron los más afectados durante la enfermedad terminal; por ejemplo, pulmones en caso de que el paciente hubiera presentado una neumonía grave, hígado cuando se presentó disfunción hepática o cerebro en caso de un síndrome encefálico.

Para la preparación del envío de estas muestras:



Para diagnóstico de Arbovirosis. Tomar de 2-3 cm³ en solución salina estéril al 0.85%. No usar formol. Usar contenedor de plástico (frasco de polipropileno con tapa, estéril con capacidad para 50 mL, de 55mm de diámetro x 45mm de altura). Identificar cada frasco con el tipo de tejido.

Tejido fresco: Colocar en recipiente hermético sin ninguna solución, mantener refrigerado entre 2-4°C y enviar inmediatamente. Fijación de tejido en formol neutro 10%. Fórmula para preparar formol amortiguado al 10%: Disolver en 100 mL de agua destilada, 4 g de fosfato monobásico de sodio y 6.5 g de fosfato dibásico de sodio. Agregar 100 mL de formaldehído (usar campana de extracción). Agregar agua destilada hasta obtener un volumen final de 1 L. Corroborar el pH.

Colocar la muestra de tejido en un recipiente con tapa hermética para evitar derrames y agregar formol amortiguado al 10%, en cantidad suficiente. La cantidad de formol debe ser por lo menos 10 veces mayor al volumen del tejido. Se debe enviar inmediatamente a temperatura ambiente o en refrigeración 4-8°C. Es importante enfatizar que no se deben enviar muestras para cultivos en el mismo contenedor que las muestras fijadas en formol, ya que los vapores de formol inactivan los microorganismos. Se puede recibir tejido fresco siempre y cuando se haya conservado a una temperatura de 2 a 4° C y se reciba en el InDRE en las siguientes 24-48 horas.

El tejido fresco permite que se tomen cultivos, sin embargo, la autólisis del tejido impide su evaluación histológica. Cuando el tiempo de envío es mayor a 48 horas, es preferible enviar el o los tejidos en formol amortiguado al 10%. Este es el fijador universal que permite realizar técnicas de inmunoperoxidasa y también la extracción de ácidos nucleicos para técnicas de PCR.

Bloques de parafina: Colocar los bloques debidamente identificados en una caja de plástico o cartón y enviar a temperatura ambiente. Evitar las temperaturas extremas. Cuando se requiere una consulta y el tejido ya fue procesado, se pueden enviar los bloques de parafina para hacer nuevos cortes y evaluarlos.

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 33 de 35

Laminillas: Colocar las laminillas envueltas individualmente en papel y colocarlas en una caja de plástico o cartón resistente; se pueden enviar en una caja de plástico especial para laminillas, envolver y marcar el exterior con la leyenda FRAGIL. Para una valoración adecuada es necesario que las laminillas procedan de tejidos fijados y procesados adecuadamente. Se pueden enviar laminillas teñidas y sin teñir. Aunque es preferible enviar los bloques de parafina.

Criterios de aceptación:



- Identificar el recipiente con la muestra con: Nombre, edad, sitio de la biopsia y fecha de la toma.
- Llenar el formato de solicitud de biopsia
- Diagnóstico clínico probable
- Nombre del médico solicitante
- Historia clínica COMPLETA con resultados de laboratorio y tratamientos que ha recibido

6.37 Criterios, manejo y envío de muestras

Los criterios de aceptación, el manejo, conservación, envío y transporte de muestras de los padecimientos sujetos a vigilancia epidemiológica y que forman parte del marco analítico del LESP y del InDRE se especifican en el ERC-C-001.

7. BIBLIOGRAFÍA.

- 7.1 Diccionario MOSBY medicina, enfermería y ciencias de la salud. Volumen I. Sexta edición. Edit Elsevier. 2003
- 7.2 Ciencias de laboratorio clínico (conceptos esenciales) versión 1 2015-08-10
- 7.3 Lineamientos para la Toma, Manejo y Envío de Muestras para Diagnóstico a la Red Nacional de Laboratorios de Salud Pública. InDRE. Junio 2020.
https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/558702/Lineamientos_TMEM_2020_180620.pdf
- 7.4 Manual de Bioseguridad en el Laboratorio. OMS 2005.
https://iris.who.int/bitstream/handle/10665/43255/9243546503_spa.pdf?sequence=1
- 7.5 Norma oficial mexicana NOM-017-SSA2-2012 Para la vigilancia epidemiológica
- 7.6 ISO 15189:2022 Laboratorios Clínicos. Requisitos para la calidad y la competencia.
- 7.7 ISO 9001:2015 Sistemas de gestión de la calidad. Requisitos
- 7.8 UNE-ISO 35001 Gestión de riesgo biológico en laboratorios y otras organizaciones relacionadas
- 7.9 Métodos de laboratorio para el aislamiento e identificación de *Bordetella pertussis*, *Streptococcus pneumoniae*, *Haemophilus influenzae* y *Neisseria meningitidis*.
- 7.10 Lineamientos para la vigilancia por laboratorio de las infecciones respiratorias agudas graves e infecciones bacterianas invasivas por *Streptococcus pneumoniae*, *Neisseria meningitidis* y *Haemophilus influenzae*
- 7.11 Lineamientos para la vigilancia epidemiológica de tosferina y síndrome coqueluchoide por laboratorio.
- 7.12 NORMA Oficial Mexicana NOM-017-SSA2-2012, Para la vigilancia epidemiológica

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 34 de 35

7.13 WHO guidelines on drawing blood: best practices in phlebotomy (internet). Suiza: Organización Mundial de la Salud; 2010 (Consulta 22 de diciembre de 2016) Disponible en: http://apps.who.int/iris/bitstream/10665/44294/1/9789241599221_eng.pdf

7.14 Norma Oficial Mexicana NOM-017-SSA2-2012, Para la vigilancia epidemiológica.



7.15 UNE EN ISO-9001 Sistema de Gestión, Requisitos ISO 9001:2015

7.16 ISO 15189 2022 UNE-EN-ISO15189 Laboratorios clínicos-Requisitos particulares para la calidad y la competencia.

7.17 UNE-ISO-35001:2021 Gestión de riesgo biológico en laboratorios y otras organizaciones

8. CONTROL DE CAMBIOS.

NO. REV.	RESUMEN DEL CAMBIO
1	<ul style="list-style-type: none"> Se elimina: Tubo con 2.0 mL medio de transporte solución salina con Cefalexina 40 µg/mL, transporte en un tiempo ≤ 2 horas en red fría (2° a 8°). Se modifica: Tubo con 3.0 ml de medio de transporte Regan Lowe con cefalexina, enviar en un tiempo máximo de 48-24 horas y temperatura de transporte en red fría (2°C a 8°C) a Tubo con 3 ml de medio de transporte regan lowe con sangre de caballo al 10% o de carnero al 15% y cefalexina 40 µg/ml, enviar en un tiempo máximo de 24-48 horas y temperatura de transporte en red fría (2 ° a 8°C). Se modifica: Para el medio de transporte Regan Lowe con cefalexina y/o solución salina con cefalexina 4040 µg/ml verificar si cumple caducidad y temperatura de resguardo antes de su uso a: "verificar si cumple caducidad y temperatura de resguardo antes de su uso". Se modifica: Se recomienda para pacientes pediátricos utilizar hisopos con las siguientes características: -Para cultivo Bordetella spp. debe ser alginato de calcio, rayón o dacrón. -Si es cultivo y PCR para Bordetella spp. solo de rayón o dacrón Y se queda como: Para el diagnostico de Tos ferina se debe tomar con un hisopo nasofaríngeo una sola muestra (Narina derecha o izquierda) por paciente. Esta única muestra será procesada para cultivo y PCR. Se anexa: "Una vez tomada la muestra se debe verificar que el hisopo ingrese en el medio de transporte asegurando que permanezca dentro durante su trayecto. Hisopo fuera del medio es motivo de rechazo". Se actualiza la ISO 15189:2012 Laboratorios Clínicos. Requisitos particulares para la calidad y la competencia a "ISO 15189:2012 Laboratorios Clínicos. Requisitos para la calidad y la competencia" Se anexa el no usar hisopo de algodón para la toma de muestra de <i>Bordetella spp.</i>. Se actualiza el nombre de ERC-C-001

	JEFATURA DE DIAGNÓSTICO EPIDEMIOLÓGICO	FECHA DE PRÓXIMA REVISIÓN 27/JUN/2027 
REVISIÓN 3 CLAVE: ERC-I-001	TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	FECHA DE EMISIÓN 27/JUN/2025 PÁGINA 35 de 35

2	<ul style="list-style-type: none"> Se anexa el punto 6.2 Sangre total, y sus puntos 6.2.1 Toma de muestra de sangre total y sus subpuntos: <ul style="list-style-type: none"> 6.2.1.1 Elegir sitio para venopunción 6.2.1.2 Desinfección del área de venopunción 6.2.1.3 Venopunción 6.2.1.4 Llene los tubos con muestra de sangre 6.2.1.5 Limpie la superficie contaminada y finalice el procedimiento del paciente
3	<ul style="list-style-type: none"> Se modifica el punto 6.35 Biopsia para diagnóstico histopatológico para el diagnóstico post mortem de rickettsias, el tamaño de muestra a tomar y el medio de transporte para este tipo de muestra.

LABORATORIO ESTATAL DE SALUD PÚBLICA
DOCUMENTO NO CONTROLADO