



Super Nota

Nombre del Alumno: Nallely Trinidad Alegria Dodero.

Nombre del tema: Técnicas de Toma de muestras de laboratorio.

Parcial: Único.

Nombre de la Materia: Fundamento de enfermería||.

Nombre del profesor: Cecilia de la Cruz Sánchez .

Nombre de la Licenciatura: Lic. Enfermeria

Cuatrimestre:2do

# TOMA DE MUESTRA

## SALON DE TOMA DE MUESTRA

La sala de toma de muestras debe estar localizada en un lugar limpio, tranquilo y fresco, que presente algún grado de privacidad. En el caso de toma de muestras infantiles, el aislamiento acústico debe ser considerado. La sala debe tener un espacio apropiado para lavarse las manos, preferiblemente con agua y jabón. En los casos donde no haya disponibilidad de agua corriente, pueden ser utilizados geles antisépticos a base de alcohol.

### CARACTERÍSTICAS DEL ESPACIO FÍSICO (RDC/ANVISA N° 50)

- Área mínima – 1,50 m<sup>2</sup>/cubículo – 1 para cada 15 tomas/hora. Uno de los cubículos debe usarse para la camilla, con un tamaño adecuado para tal fin.
  - Área promedio – 3,80 m<sup>2</sup>
  - Piso – Liso (sin aberturas) resistente al desgaste, lavable, resistente al agua, fácil de limpiar y resistente a los procesos de limpieza, descontaminación y desinfección.
  - Paredes – superficie lisa y uniforme, fácil de limpiar y resistente a los procesos de limpieza, descontaminación y desinfección
  - Techo – continuo, fácil de limpiar, con la prohibición de uso de revestimientos removibles y resistente a los procesos de higienización, descontaminación y desinfección.
  - Puerta – Revestida con material lavable. Anchura mínima de 0,80m. Sala de espera/ Recepción Sala de toma Área de clasificación y distribución de muestras
- Diseño Flujo Fuente – SOMASUS - Sistema de apoyo a la organización y elaboración de proyectos de inversión en salud Equipos y Suministros



## EQUIPO Y SUMINISTROS

### Sillas para toma de muestras

- Las sillas para la toma de muestras deben proporcionar el máximo confort y seguridad a los pacientes. Debe considerarse la comodidad ergonómica y la accesibilidad del paciente y del flebotomista.
- La silla debe tener brazos de apoyo ajustables en ambos lados para facilitar la recolección y para evitar que el paciente se caiga en caso de desmayo.



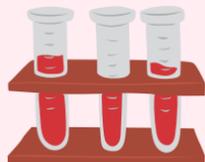
### Mueble auxiliar

- El carrito o mesa auxiliar de toma de muestras debe ser fácil de desinfectar y resistente a los procesos de limpieza, descontaminación y desinfección. Es deseable que sea capaz de almacenar los materiales necesarios para la toma.



### Suministros

- Agujas y mariposas de varios tamaños deben estar disponibles para la toma. Deben observarse los procedimientos para la eliminación segura de las agujas inmediatamente después de la recolección, utilizando recipientes adecuados para desechar objetos cortopunzantes
- Los tubos de recolección se fabrican para recibir volúmenes predeterminados de sangre. La información sobre los tipos de tubos y aditivos utilizados para las distintas dosis debe estar disponible en las áreas de recolección.



- Antisépticos: alcohol etílico o isopropílico al 70 %; antisépticos a base de yodo de 1 a 10 %; Antisépticos sin alcohol como la clorhexidina.
- Compresas de gasa (2 cm x 2 cm) deben estar disponibles. La gasa es preferible al algodón ya que este último puede desplazar el tapón plaquetario formado en el sitio de punción.
- Un contenedor para material cortopunzante, de acuerdo con las recomendaciones sanitarias, debe estar disponible para desechar las agujas contaminadas. Estos contenedores llevarán el símbolo de material contaminado.

### Manejo de los Residuos Peligrosos Biológico Infecciosos (R.P.B.I)

Clasificación	Estado Físico	Embalaje	Tipo de Embase	Color
Sangre	Líquido	Recipientes herméticos		Rojo
Cultivos, cepas y agentes infecciosos	Sólido	Bolsa de polietileno		Rojo
Residuos no Anatómicos	Sólido Líquido	Bolsa de polietileno / Recipientes herméticos		Rojo
Objetos punzo cortantes	Sólido	Envase de polietileno		Rojo
Patológicos	Sólido Líquido	Bolsa de polietileno / Recipientes herméticos		Amarillo

NORMA Oficial Mexicana NOM-087-ECOL-SSA1-2002, Protección ambiental - Salud ambiental - Residuos peligrosos biológico-infecciosos - Clasificación y especificaciones de manejo.

Enfermero Alex Santiago

**14 - GRUPO E 14.1** - Los materiales cortopunzantes deben desecharse por separado, en el lugar de su generación, inmediatamente después de su uso o la necesidad de desecharlos, en recipientes rígidos, resistentes a perforaciones, roturas y fugas, teniendo una tapa, debidamente identificados, que cumplan con los parámetros mencionados en la norma NBR 13853/97 de ABNT, quedando expresamente prohibido el vaciado de estos contenedores para su reutilización. Las agujas desechables deben descartarse junto con las jeringas, cuando sean desechables, y está prohibido taparlas o retirarlas manualmente.

### PROCESOS OPERATIVOS

**6.1 - Fase preanalítica**  
**6.1.1** - El laboratorio clínico y el puesto de toma de muestras del laboratorio deben proporcionar instrucciones escritas o verbales al paciente, o cuidador, en un lenguaje accesible, orientando sobre la preparación y toma de las muestras, para la comprensión del paciente.  
**6.1.2** - El laboratorio clínico y el puesto de recolección del laboratorio deben solicitar al paciente que enseñe su identificación para el registro.  
**6.1.2.1** - Para los pacientes que se encuentran en urgencias, u hospitalizados, los datos de identificación también pueden ser obtenidos de su historia clínica.  
**6.1.3** - Los criterios para aceptar y rechazar muestras, así como para realizar exámenes en mues

tras restringidas, deben definirse en instrucciones por escrito.

**6.1.4** - El registro del paciente debe incluir las siguientes informaciones: a) número de identificación del paciente, generado por el laboratorio; b) nombre del paciente; c) edad, sexo y origen del paciente; d) teléfono y/o dirección del paciente, cuando corresponda; e) nombre y contacto de la persona responsable en caso de ser menor de edad o incapacitado; f) nombre del solicitante; g) fecha y hora de la atención; h) hora de la toma, cuando corresponda; i) exámenes solicitados y tipo de muestra; j) cuando sea necesario: información adicional de acuerdo con el examen (medicamento en uso, datos del ciclo menstrual, indicación/observación clínica, entre otros). k) fecha de entrega del resultado; l) indicación de urgencia, cuando corresponda.  
**6.1.5** - El laboratorio clínico y el puesto de toma de muestras del laboratorio deben proporcionar al paciente ambulatorio, o su cuidador, un comprobante de asistencia con: número de registro, nombre del paciente, fecha de atención, fecha prevista de entrega del informe, lista de exámenes solicitados y datos de contacto del laboratorio.

# PROCEDIMIENTOS DE TOMA DE MUESTRAS

1. Preparar el formulario o la solicitud de toma de muestra:

la solicitud debe contener la siguiente información:

- Nombre completo del paciente y fecha de nacimiento/edad.
- Nombre del médico solicitante.
- Número de identificación.
- Fecha y hora de la toma.
- Exámenes solicitados.

2. Identificar al paciente.

Higienizar las manos.

- El flebotomista debe identificarse ante el paciente.
- Preguntar el nombre del paciente para compararlo con la solicitud. En el caso de niños o pacientes inconscientes, preguntar al acompañante o revisar la pulsera de identificación.
- Si el paciente está dormido, se le debe despertar para la toma. Estar atento a movimientos involuntarios en pacientes inconscientes o semi comatosos. Se recomienda alguna contención para la toma.

3. Compruebe el estado de ayuno, las restricciones alimentarias, la hipersensibilidad al látex o al antiséptico.

- Verificar si el paciente está en ayunas y/u obedeció las restricciones alimentarias necesarias para los exámenes.
- Asegurarse que el paciente entendió sus preguntas.



4. Seleccionar los tubos, agujas y otros materiales necesarios para la toma de la muestra.

- Examinar tubos y agujas para detectar posibles defectos al verificar la fecha de vencimiento.
- Seleccionar el calibre de la aguja para la recolección, de acuerdo con la necesidad.
- Seleccionar el sistema de toma. Tubos de vacío o jeringa.
- Los sistemas de vacío son preferibles ya que ahorran la transferencia de la sangre a los tubos y garantizan la proporción de aditivo/muestra.

5. Identificar los tubos o comprobar la identificación.

6. Posicionar al paciente correctamente.

- Para seguridad del paciente, la toma debe ser realizada con el paciente sentado cómodamente o acostado.
- La silla de recolección debe tener brazos de apoyo en ambos lados, para facilitar la toma y evitar caídas, en caso de que el paciente pierda el conocimiento.

7. Aplicar el torniquete, pedir que el paciente que cierre la mano y examinar el lugar de la toma para seleccionar el sitio para la punción.

- La aplicación del torniquete no debe exceder 1 minuto, por causa del riesgo de causar estasis vascular. Esto puede llevar a un aumento de los niveles séricos de todos los analitos unidos a proteínas, hematocrito y otros elementos celulares.
- Evitar áreas con heridas o quemaduras.
- A los pacientes sometidos a



Manual de Toma de Muestras - 19

Procedimientos de Toma de Muestras

mastectomía no se les debe realizar la toma de muestras del mismo lado en que fue hecha la cirugía, debido a linfostasis.

- Debe evitarse la toma en el mismo brazo donde haya un acceso venoso por el cual se esté infundiendo suero o medicamentos.

• El lugar más adecuado para la punción es la fosa ante cubital, donde los vasos son más superficiales y tienen el calibre adecuado. Cuando este sitio no sea accesible, es aceptable usar las venas ubicadas en la parte posterior de las manos.

• La fosa ante cubital presenta dos formatos anatómicos más comunes: el formato en forma de H o en forma de M. La forma en H presenta las venas cefálicas, cubital media y basílica de manera más prominente. La forma M muestra las venas cefálicas, cefálica media, basílica media y basílica.

• Las tomas deben ser realizadas, preferiblemente, en las venas cubital media (formato en H) y mediana (formato en M), ya que son vasos superficiales, con poca movilidad, menos dolorosos y me

nos sujetos a lesiones nerviosas en caso de una colocación inadecuada de la aguja.

• Si el paciente relata una sensación de choque eléctrico, el procedimiento debe ser interrumpido inmediatamente. En caso de formación de hematomas, la toma, también, debe ser interrumpida y el sitio de la punción debe ser presionado vigorosamente durante por lo menos 5 minutos.



8. Uso de los guantes.

- Los guantes se deben cambiar en cada nueva toma de muestras.

9. Aplicar el antiséptico en el lugar de la punción y esperar que se seque.

- Usar, preferiblemente, una compresa de gasa empapada en alcohol al 70 % o compresas industrializadas.
- Usar movimientos circulares desde el centro hacia afuera.
- Dejar secar para evitar la hemólisis en la muestra y la sensación de ardor durante la punción.
- Para la toma de hemocultivos, la región debe desinfectarse durante unos 30 segundos, cubriendo un área más grande que en las recolecciones normales. En este caso, se recomiendan antisépticos a base de yodo.
- Limpiar la tapa del tubo de cultivo con una solución antiséptica. Asegúrese de que la tapa esté seca antes de insertar la aguja para transferir el material.



10. Realizar la punción.

10.1. Toma de muestras con sistemas de vacío.

- Si es posible, colocar el brazo del paciente en una posición descendente para evitar el reflujo del tubo a la vena.

- Enroscar la aguja al adaptador de acuerdo con las instrucciones del fabricante.

- Sostener el brazo firmemente por debajo de la ubicación elegida para la punción. El pulgar se puede usar para tirar de la piel, fijando la vena elegida.

- Comunicar al paciente que está listo para realizar la punción. Estar atento a cualquier movimiento involuntario y/o pérdida de conciencia.

- Con el bisel hacia arriba, puncionar la vena en un ángulo de 30° entre la aguja y el antebrazo del paciente.

- Una vez que la sangre comience a fluir dentro del tubo, pedir al paciente que abra la mano.

- La recomendación técnica indica que el torniquete sea retirado tan pronto como la sangre comience a fluir hacia el tubo. Sin embargo, en algunas situaciones, este procedimiento puede interrumpir el flujo sanguíneo.

- Permitir que el tubo se llene completamente. Para tubos con aditivos, este procedimiento garantiza la correcta relación entre la muestra y el aditivo.

- Durante la toma de la muestra, el tubo debe estar inclinado para que la sangre fluya hacia el fondo.

- Cuando la sangre deje de fluir, desconectar el tubo lleno e insertar el siguiente tubo. Retirar siempre el último tubo antes de retirar la aguja de la vena del paciente.

- El profesional debe sujetar el tubo durante la toma. El tubo de goma que recubre la aguja de toma múltiple es traccionado cuando se inserta el tubo, lo que provoca una reacción en dirección a la expulsión del tubo. Esto generalmente no sucede porque el tapón del tubo ejerce una presión que evita que esto suceda. Pero, en casos raros, esto puede suceder, por lo que el profesional debe estar alerta y apoyar su mano en la parte inferior del tubo durante la recolección para evitar que ocurra.

- Los tubos que contienen aditivos deben homogeneizarse inmediatamente después de la recolección. Invierta el tubo suavemente de 5 a 10 veces, asegurándose de realizar movimientos suaves para evitar la hemólisis.

- Utilizar el adaptador de la aguja de toma ofrecido por el fabricante del tubo, ya que los adaptadores no son universales y, en algunos casos, la tapa del tubo puede unirse al lado

Manual de Toma de Muestras - 21

Procedimientos de Toma de Muestras

interior del adaptador y causar la pérdida de sangre durante la recolección.



10.2. Toma de muestras con jeringa y aguja.

- Asegúrese de que la aguja esté correctamente conectada a la jeringa.

- Mover el émbolo hacia adelante y hacia atrás para verificar si el movimiento se realiza sin ningún problema.

- Empujar el émbolo hacia adelante hasta que salga todo el aire de la jeringa.

- Sostener el brazo firmemente por debajo de la ubicación elegida para la punción. El pulgar se puede usar para tirar de la piel reafirmando la vena elegida.

- Comunicar al paciente que está listo para realizar la punción.

- Con el bisel hacia arriba, puncionar la vena en un ángulo de 30° entre la aguja y el antebrazo del paciente.

- Mantener la aguja lo más estable posible, aspirando lentamente la cantidad de sangre necesaria.

- Retirar el torniquete tan pronto como la sangre comience a fluir. • Para transferir la sangre a los tubos de recolección, coloque los tubos en un estante en la encimera. Nunca realizar la transferencia sujetando el tubo con las manos.

- Puncionar el tapón del tubo, para que éste se llene sin aplicar presión al émbolo.

- Los tapones no deben retirarse para transferir sangre a los tubos.

- Homogeneizar tubos que contengan aditivos.



**Sistema BD Vacutainer® Recolección de sangre venosa**  
Técnica para recolección de sangre venosa con Aguja de toma múltiple BD Vacutainer® Eclipse™.

Con dispositivo de protección

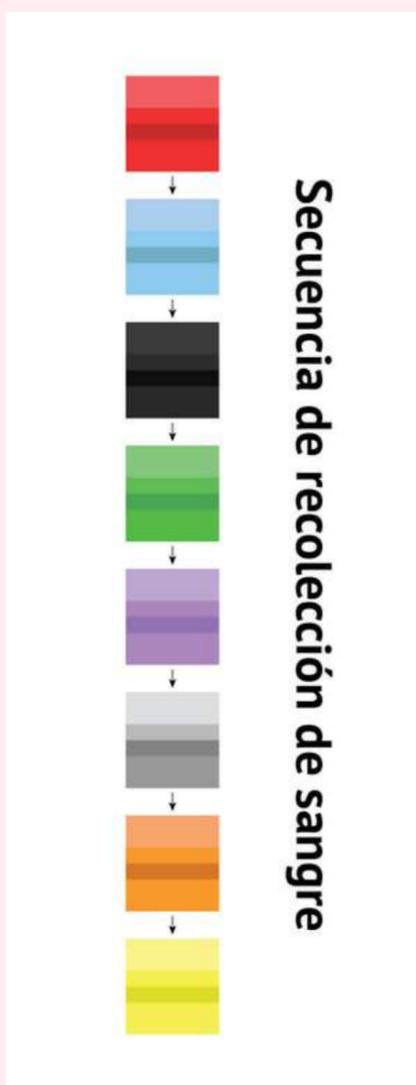
11. Los tubos deben cambiarse o llenarse, según se requiera, de acuerdo con la orden de recolección.

- 1° Frascos para hemocultivo
- 2° Tubos para coagulación (tapa azul)
- 3° Tubos para suero, con o sin aditivo (tapa roja)
- 4° Tubos con heparina, con o sin gel separador (tapa verde)
- 5° Tubos con EDTA, con o sin gel separador (tapa lila)
- 6° Tubos con fluoruro de sodio (tapa gris) \* Vea la tabla removible adjunta al final del manual.

Nota: Los tubos de vidrio o plástico que contienen gel separador pueden causar interferencia en los exámenes de coagulación. Los tubos sin aditivos deben usarse antes que los tubos de coagulación.

Nota: Cuando se usa una aguja mariposa para la recolección, y el tubo de coagulación es el primero en recolectarse, se debe usar un tubo sin aditivo como iniciación. La función de este tubo es llenar completamente el tubo de la aguja mariposa, garantizando la proporción sangre/ aditivo en el tubo de recolección. Este tubo no necesita estar completamente lleno.

Nota: Las pruebas de tiempo de protrombina (PT) y tiempo de tromboplastina parcial activada (PTT) no tienen sus resultados alterados cuando se realizan en el primer tubo. Sin embargo, para las otras pruebas de coagulación, se recomienda usar muestras recolectadas en un segundo tubo.



Orden de Toma			
Tapón	Contenido de tubo	Área de uso	Inversiones
	Hemocultivo	Microbiología	5 veces
	Citrato de sodio	Coagulación (Tiempos de coagulación fibrinógeno, agregación plaquetaria)	3 a 4 veces
	Gel separador	Química clínica	5 veces
	Sin anticoagulante, con activador de coagulación, con silicón	Química clínica, banco de sangre serología	8 a 10 veces
	Gel separador y trombina	Obtención de suero rápido	5 a 6 veces
	Gel separador y heparina de litio	Química clínica en plasma	5 veces
	Heparina de sodio/litio	Química clínica (urgencias) hematología (fragilidad osmótica)	8 a 10 veces
	EDTA K <sub>2</sub>	Hematología, banco de sangre	8 a 10 veces
	Gel separador y EDTA K <sub>2</sub>	Determinaciones de carga viral	8 a 10 veces
	Oxalato de Potasio/NaF	Química clínica, pruebas de lactato y glucosa	8 veces

Información con base a extractos de los insertos técnicos e información de los productos BD Vacutainer® Referencia en CLSI: (H3-A6, Vol. 27 N 26, 2007 y H04-A6, Vol. 28 N25, 2008)

12. Remover el torniquete.
13. Colocar la gasa sobre el sitio de punción.
14. Remover la aguja y proceder al descarte.
  - Desechar la aguja en un recipiente de fácil acceso y resistente a las perforaciones, que cumpla con las normas sanitarias y de seguridad.
  - Las agujas no se deben tapar, doblar, romper, cortar o retirar de las jeringas, a menos que se use un dispositivo de seguridad.
15. Presionar el sitio de punción hasta que el sangrado haya cesado, colocar un vendaje adhesivo.
  - Colocar la gasa sobre el sitio de punción y aplicar presión suave.
  - No permitir que el paciente doble el brazo.
  - El propio paciente puede mantener la gasa en el lugar hasta que el flebotomista verifique que el sangrado ha cesado.
  - Aplicar el vendaje adhesivo.
  - Recomendar que el vendaje no se retire antes de 15 minutos.
16. Anotar la hora de la toma.



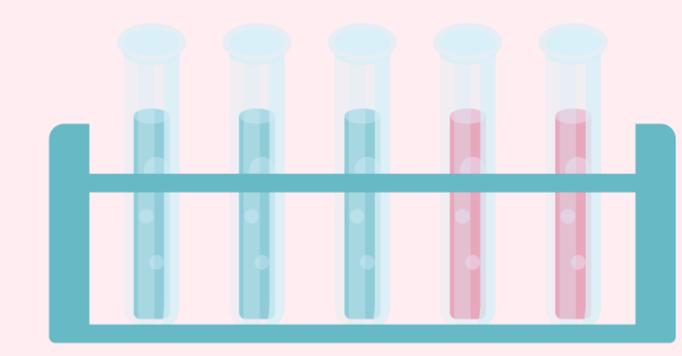
17. Observar las necesidades especiales de manejo.
  - Algunas pruebas requieren que la muestra se enfríe inmediatamente para que el metabolismo celular disminuya o que se mantengan a 37 °C para evitar la aglutinación, o incluso proteger la muestra de la luz.
  - Ejemplos de pruebas que requieren de cuidados especiales
18. Envío del material, correctamente identificado, para el procesamiento.



## MATERIALES PARA TOMA DE MUESTRA

### Materiales

- Guantes
- Jeringuilla
- Cura adhesiva
- Algodón
- Alcohol
- Torniquete
- Tubos al vacío con anticoagulante EDTA (K3), EDTA (Na2) u otro Anticoagulante.



**Esto debe haber en una toma**

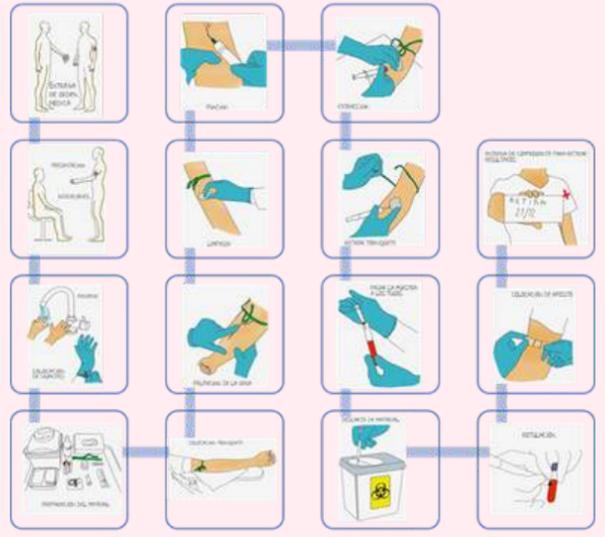
# INFORMACIONES TÉCNICAS

## Principio

El vacío está predefinido para condiciones normales de temperatura y presión, o sea, para una temperatura de 20 °C y presión atmosférica de 1 atm. Los volúmenes aceptados para cada tipo de tubo deben estar en el rango de  $\pm 10\%$ . Por ejemplo, para un tubo de 4 mL, el volumen obtenido de sangre debe estar entre 3,6 mL y 4,4 mL.

## Limitaciones

- La cantidad de sangre obtenida varía con la altitud, la temperatura ambiente y el tiempo de almacenamiento del tubo.
- Pueden ocurrir diferencias con respecto al paciente, como la presión venosa, la viscosidad de la sangre y la condición de los vasos sanguíneos.
- Pueden ocurrir diferencias con respecto al flebotomista, como la técnica de recolección y el tipo de aguja utilizada.



## Vacío impreciso - poco vacío o falta de vacío

Después de intentos sucesivos, no hay flujo de sangre o la recolección se interrumpe antes de que se obtenga una cantidad adecuada de sangre.

**Causas:**

- El paciente está muy nervioso, causando la contracción de la vena y el bloqueo de la punta de la aguja.

**Acción:** calmar al paciente. Masajee suavemente el sitio de la venopunción o gire cuidadosamente la aguja.

- El paciente tiene un alto grado de viscosidad sanguínea.

**Acción:** realizar la punción venosa con una aguja de diámetro superior o usar la vena cardinal.

- Punto de punción venosa inadecuado. **Acción:** girar la aguja ligeramente o realizar una nueva punción venosa.

- Elección incorrecta del punto de toma. **Acción:** determinar de nuevo el punto de toma para evitar cambiar los tubos antes de tiempo.

- El tamaño de la aguja es pequeño, lo que aumenta el tiempo para cambiar los tubos de la secuencia de recolección, resultando en coagulación externa. **Acción:** elegir una aguja de mayor tamaño.

- Penetración fallida del tubo en el extremo distal de la aguja o posición incorrecta de la cánula de la aguja en el soporte. **Acción:** comprobar la colocación de la aguja en el soporte y confirmar su entrada en el tubo en posición vertical.

- El tubo ha sido dañado por causas externas que causan una pérdida prematura del vacío. **Acción:** usar otro tubo para la recolección.

- Baja presión venosa causando colapso de la vena. **Acción:** golpear ligeramente o pellizcar la piel para que el flujo de sangre se normalice



## Vacío impreciso - mucho vacío

La cantidad de sangre obtenida es superior a lo esperado durante la toma. **Causas**

- La posición del cuerpo del paciente cambia durante la extracción de sangre. **Acción:** indicar al paciente que asuma la posición correcta para la recolección, de acuerdo con las instrucciones.

- El paciente se siente nervioso durante la recolección, causando un aumento de la presión que resulta en un aumento del volumen recolectado. **Acción:** calmar al paciente antes de la toma de la muestra.

- Si la toma se realiza en un ambiente con una temperatura inferior a 20 °C, la extracción de sangre aumenta. **Acción:** realizar las tomas a temperatura ambiente, cercana a los 20 °C.

## Reflujo Cuidados Especiales

- Colocar el brazo del paciente en una posición inclinada de arriba a abajo.

- Mantener la tapa como la posición más alta del tubo.

- Soltar el torniquete tan pronto como la sangre comience a fluir hacia el tubo.

- Confirmar que los aditivos en el tubo no toquen la tapa o la punta de la aguja.

## Toma de la muestra lenta

Los tubos con menos volumen de extracción pueden causar un flujo sanguíneo más lento que los tubos del mismo tamaño con mayores volúmenes de extracción. Cuanto menor es el tamaño de la aguja, mayor es la resistencia al flujo sanguíneo. En consecuencia, el flujo de sangre para tubos con el mismo volumen de extracción es menor si se usan agujas más pequeñas. **Causas**

- Uso de agujas de tamaño pequeño para recolección en pacientes con viscosidad sanguínea elevada. **Acción:** elegir siempre la aguja más adecuada para la extracción de sangre del paciente.

- La vena cardinal no fue elegida para la extracción venosa. **Acción:** al hacer una toma múltiple, la vena cardinal debe usarse para realizarla.

- No se usó torniquete o fue usado sin apretar. **Acción:** usar el torniquete más apretado.



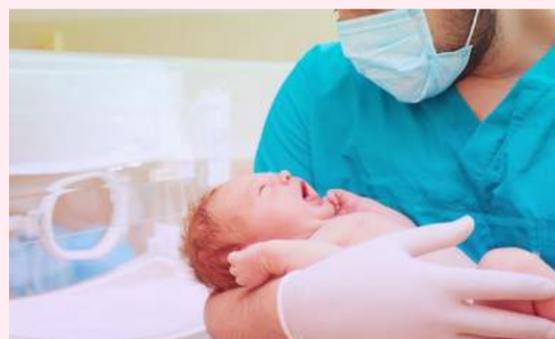
# TOMA DE MUESTRAS DE SANGRE CAPILAR

## Toma de muestras en niños

Las muestras de sangre obtenidas mediante punción en la piel (toma capilar) son especialmente importantes en pediatría, ya que con esta técnica se pueden obtener pequeñas cantidades de sangre. En niños sometidos a una extracción de sangre frecuente, la recolección capilar previene la anemia por pérdida, especialmente en recién nacidos o bebés prematuros. La siguiente tabla muestra la relación entre el volumen de sangre recolectado y el volumen de sangre de niños de diferentes edades.



EDAD	PESO(KG)	Volemia (mL)	% (10 mL)
26 semanas	0,9	104	8,6
28 semanas	1,1	127	7,9
30 semanas	1,3	158	6,7
32 semanas	1,6	185	5,4
34 semanas	2,1	242	4,1
36 semanas	2,6	299	3,3
38 semanas	3,0	345	2,9
Nacimiento	3,4	272-340	2,9-3,7
3 meses	5,7	428-570	1,8-2,3
6 meses	7,6	570-760	1,3-1,8
9 meses	9,1	683-910	1,1-1,5
12 meses	10,1	758-1010	1,0-1,3
15 meses	10,8	810-1030	0,9-1,2
18 meses	11,4	855-1140	0,9-1,2
24 meses	12,6	945-1260	0,8-1,1
4 años	16,5	1283-1650	0,6-0,8
6 años	21,9	1643-2190	0,5-0,6
8 años	27,3	2048-2730	0,4-0,5
10 años	32,6	2445-3260	0,3-0,4
12 años	38,3	2873-3830	0,3-0,4



Relación porcentual de una muestra de 10 mL de sangre y la volemia según edad y peso.



## Toma de muestras en adultos

La toma de muestras capilares también puede ser ventajosa en pacientes adultos. Este tipo de muestra es especialmente aplicable en pacientes quemados, obesos, pacientes con tendencias trombolíticas, pacientes geriátricos o pacientes en quienes las vías periféricas se conservan para tratamientos intravenosos, toma de muestras en casa (por ejemplo, glucemia) y el uso de la metodología Point of Care Testing (POCT) = exámenes rápidos o remotos.

Nota: En pacientes deshidratados o extremadamente inflamados puede ser imposible obtener muestras de sangre adecuadas mediante punción capilar.

## Punción de la piel

El material obtenido de la punción de la piel es una mezcla de proporciones indeterminadas de sangre de vénulas, arteriolas y líquidos intersticiales e intracelulares. La proporción de sangre arterial en las punciones capilares es siempre mayor que la venosa porque la presión arterial en las arteriolas es mucho mayor que la observada en las vénulas y capilares venosos. Procedimientos de toma de muestras capilares

- Usar procedimientos iniciales de rutina.
- Seleccionar el sitio de punción. Desinfectarlo y dejarlo secar.
- Abrir una lanceta estéril a la vista del paciente, verificando posibles defectos en la misma.
- Advertir al paciente de la punción inminente.

Puncionar la piel con la lanceta.

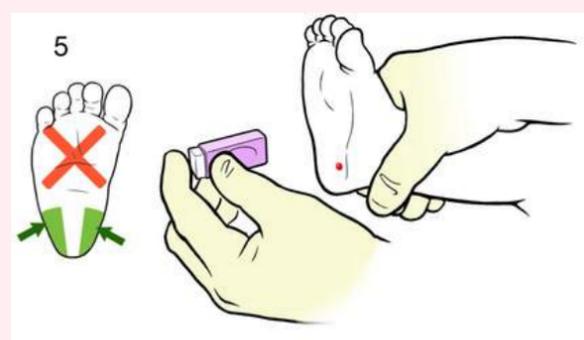
- Desechar la lanceta en un recipiente para material cortopunzante.



- Limpiar la primera gota de sangre con una gasa seca, a menos que esté contraindicado por el fabricante del examen.
- El volumen de la muestra estará de acuerdo con las recomendaciones de del fabricante del tubo. Cerrar el contenedor.
- Si el volumen obtenido es insuficiente, realizar una nueva punción con una nueva lanceta.
- Homogeneizar adecuadamente el material.
- Presionar el sitio de punción hasta que el sangrado se detenga. Aplicar un vendaje si es necesario.
- Registrar siempre el lugar de la toma en la ficha clínica del paciente. Lugares de punción Niños



En niños menores de 1 año, son preferibles las punciones en la parte lateral o medial del talón. El área recomendada para la punción debe estar en la superficie plantar, medial a una línea recta desde la mitad del hallux (dedo gordo) hasta el talón o lateral a una línea recta trazada desde el cuarto al quinto dedo del pie hasta el talón (Figura abajo). Algunas regiones anatómicas no deben utilizarse para la punción en niños:



- La curvatura posterior del talón.
- El área del arco, porque es una región con varios tendones y nervios que pueden lesionarse.
- Los dedos de los niños menores de 1 año, debido al grosor entre la piel y el hueso, ya que las lancetas utilizadas rutinariamente podrían lesionar fácilmente el hueso.
- Áreas inflamadas, ya que la cantidad de líquido acumulado puede contaminar la muestra de sangre.
- Regiones previamente puncionadas. • Los lóbulos de las orejas.

Nota: Las punciones en el talón no deben ser más profundas que 2,0 mm. Niños mayores y adultos

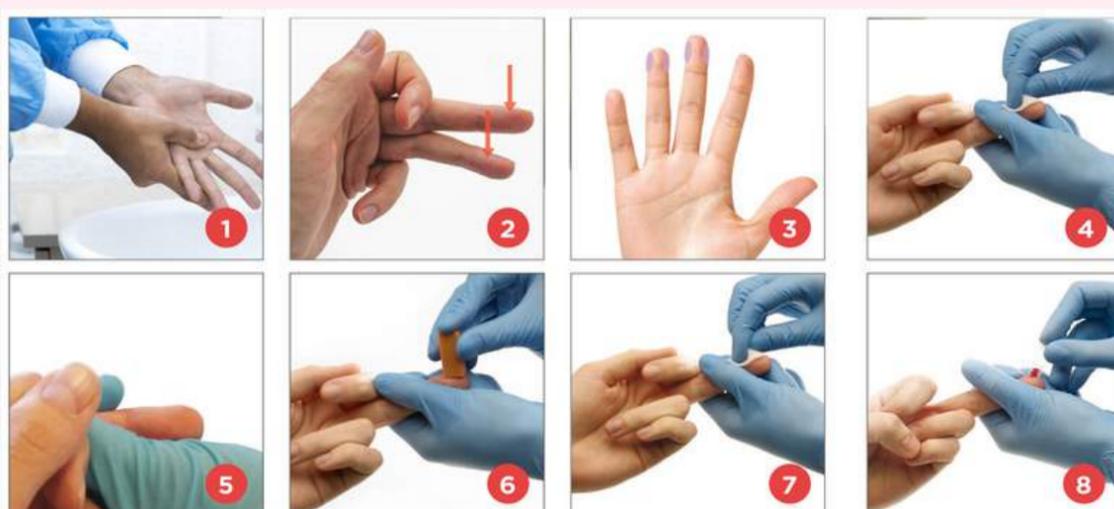


- La punción debe realizarse en la superficie palmar, en el segmento distal de los dedos medio o anular(1).
- Se deben evitar las regiones laterales y la parte superior de los dedos.
- El tejido de la zona central es más grueso, facilitando la punción.
- Se deben evitar los pulgares, los indicadores y los meñiques.
- No use los dedos del mismo lado en que se realizó una mastectomía.



### Calentamiento de la zona de punción

El calentamiento de la zona de punción puede ser importante para las muestras destinadas a la determinación de pH y gases en sangre y se recomienda para otras medidas. Las muestras tomadas de áreas calentadas se denominan arterializadas. Se puede usar una toalla húmeda u otro dispositivo para calentar la región a una temperatura que no exceda los 42 °C durante aproximadamente 5 minutos. Este procedimiento aumenta el flujo arterial al sitio hasta siete veces y no altera las pruebas de laboratorio más rutinarias.



# TOMA DE MUESTRAS MICROBIOLÓGICAS

## Requisitos biológicos

El sistema de transporte preservará la muestra durante el transporte cuando las recomendaciones de uso proporcionadas por el fabricante se cumplan estrictamente dentro del período de validez establecido. Algunos sistemas de transporte contienen diferentes medios de cultivo y/o sustancias estabilizadoras para preservar la viabilidad de microorganismos más sensibles. Cualquier incompatibilidad entre los medios de transporte y la realización de las pruebas previstas se especificará en el embalaje del producto.



## Toma de muestras microbiológicas

El material recolectado debe ser representativo del proceso infeccioso investigado y debe elegirse el mejor sitio de la lesión para la toma, evitando la contaminación con áreas adyacentes. La recolección y el transporte inadecuados pueden provocar fallas en el aislamiento del agente etiológico y favorecer el desarrollo de flora contaminante. Por lo tanto, se deben adoptar procedimientos de recolección adecuados para evitar el aislamiento de un agente etiológico "falso", lo que llevará a una orientación terapéutica inadecuada.

- Tomar la muestra antes de la terapia con antibióticos, siempre que sea posible.
  - Informar claramente al paciente sobre el procedimiento.
  - Observar la antisepsia en todos los materiales clínicos.
  - Tomar la muestra del lugar en que sea más probable aislar el microorganismo sospechoso.
  - Considerar la etapa de la enfermedad en la elección del material. Los patógenos entéricos, que causan diarrea, están presentes en grandes cantidades y se aíslan más fácilmente durante la fase aguda o diarreica del proceso infeccioso intestinal.
  - Se debe recolectar una cantidad suficiente de material para permitir un análisis microbiológico completo.
  - La solicitud del examen debe contener, además de la identificación del paciente, datos como la edad, la enfermedad subyacente y la indicación del uso de antibióticos.
- Tiempo crítico para la entrega de la muestra al laboratorio y medios de transporte

H	Envase	PRUEBA SOLICITADA	OBSERVACIONES	CONSERVACION
HECES		Rotavirus/ PCR <i>C. difficile</i>	Heces blandas o líquidas Rechazo de heces formes (Salvo para Ag <i>H. pylori</i> )	4°C 24 h
		Coprocultivo		
		Ag <i>Helicobacter pylori</i>		
	Estudio parasitológico	2-3 muestras/días diferentes		
	Test Graham (celo transparente)	Por la mañana sin lavar zona perianal		
ORINAY SEMEN		Cultivo bacteriológico, hongos micobacterias, parásitos	Traspasar la muestra primaria, por sistema de vacío, desde el contenedor estéril con cierre de rosca utilizado para la recogida	4°C si > 2 h
		Antígenos urinarios neumococo/legionella	2-3 muestras (micobacterias) (días seguidos) Envío inmediato	
RESPIRATORIO		Exudado faríngeo ( <i>S. pyogenes</i> Ag y cultivo)	Envío inmediato	4°C si > 2 h
		Cultivo bacteriológico, hongos micobacterias, parásitos	Primera hora de la mañana 2-3 muestras (micobacterias) (tres días seguidos)	
		Virus respiratorios, PCR virus respiratorios, <i>Bordetella</i> sp. PCR SARS-COV2	Envío inmediato	
Piel/ superficiales		Cultivo bacteriológico, hongos	Sospecha anaerobios, enviar por punción con jeringa en portagerm	4°C si > 2h
		PCR VVZ, VHS, otras PCRs	Envío inmediato	
TRACTO GENITAL		PCR Chlamydia/genococo	Envío inmediato	4°C
		Cultivo bacteriológico, hongos (vaginal, uretral, cervix)*	Envío inmediato	Temperatura ambiente (preferiblemente)
		Papilomavirus	Envío inmediato	4°C
LIQUIDOS BIOLÓGICOS		T. Gram, cultivo bacteriológico, hongos, micobacterias, parásitos	Envío inmediato	4°C si > 2h LCR: Temperatura ambiente o estufa
SANGRE		Serologías	Tube con <b>gelosa</b> (10 ml)	4°C si > 2h
		Cargas virales (VIH, VHB, VHC, CMV, VEB)	Tube con <b>EDTA</b> (10 ml)	
		Quantiferón (TBC)	Solicitar tubos en Microbiología. Entregar los cuatro tubos con volúmenes especificados <b>Voltear 10 veces</b>	Temperatura ambiente
		Hemocultivos	Frasco de plástico. Tapón color azul (adultos), tapón rosa (niños)	Temperatura ambiente
BIOPSIAS/ FLUIDOS ANALÍTICOS		Gram, cultivo bacteriológico, hongos, micobacterias, anaerobios	Tomar muestra con jeringa previa desinfección e inocular en portagerm Envío inmediato	Temperatura ambiente

## Criterios de rechazo para muestras clínicas en medios de transporte

- Discrepancia entre la identificación de la muestra y la orden médica.
- Falta de identificación en la muestra.
- Origen de la muestra o tipo de muestra no identificada.
- No especificación de examen a ser realizado.
- Material almacenado incorrectamente en relación a la temperatura.
- Presencia de fugas, frascos rotos o destapados, contaminados en la superficie exterior.
- Más de una muestra tomada el mismo día y de la misma fuente.
- Hisopo único con múltiples requisiciones para pruebas microbiológicas.
- Hisopo con material seco

a) Evitar transportar el hisopo en un tubo seco estéril, ya que el tiempo de espera puede provocar una sequedad excesiva del material y la pérdida de la viabilidad de algunos microorganismos.

b) Para rutinas automatizadas, no incubar el frasco en una estufa común, dejarlo a temperatura ambiente hasta ser incubado en el equipo.

c) El medio Cary-Blair, para el transporte de heces, con un pH de 8,4, muestra una buena recuperación para *Campylobacter* sp. y *Vibrio* sp. Si la muestra no se entrega al laboratorio dentro de una hora, refrigerar a una temperatura de 4 a 8 °C durante un máximo de 12 horas. Marque la fecha y hora de la toma.

**XASISTA** | Prevención y control de infecciones asociadas a la atención de Salud

### Criterios de rechazo de muestras

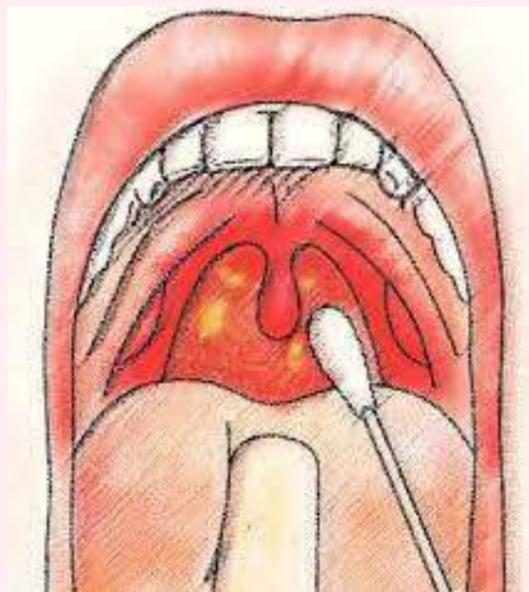
-Discrepancia en la identificación del paciente/muestra
-Contenedor no estéril o con preservante (formalina)
-Evidencia de derrames
-Cantidad insuficiente
-Obtención más de dos horas y sin medio de transporte
-Muestra repetidas en 24 horas, excepto hemocultivos
-Muestra inapropiada para el cultivo solicitado

[www.olecasista.cl](http://www.olecasista.cl)

## Procedimientos de toma de muestras Secreción de orofaringe

La contaminación con saliva, que contiene una variedad de flora bacteriana, puede dificultar el aislamiento del verdadero agente infeccioso. Las muestras deben ser cultivadas para la recuperación de *Streptococcus pyogenes*.

- Pedirle al paciente que abra bien la boca.
- Con un bajalenguas y un hisopo estéril, realizar el frotis en las amígdalas y la faringe posterior, evitando tocar la lengua y la mucosa oral.
- Buscar el material en las áreas con hiperemia, cerca de los puntos de supuración o retirar el pus o la placa, recolectando el material debajo de la mucosa.
- Recolectar la muestra exactamente en el área inflamada, evitando otros sitios en la cavidad bucal.
- Hacer tomas con dos hisopos.
- Enviar al laboratorio inmediatamente para evitar el secado del material.



## Secreción de quemadura

La superficie de una herida por quemadura generalmente será colonizada por el microbiota del paciente y/o microorganismos del ambiente. Cuando la colonización de bacterias es grande, la infección subcutánea puede resultar en bacteriemia. El cultivo solo de la superficie puede dar lugar a errores y no es aconsejable. Por lo tanto, la biopsia de tejido profundo es el procedimiento más indicado. Los microorganismos no se distribuyen solo en la herida quemada. Por lo tanto, se recomienda recolectar muestras de áreas adyacentes a la quemadura.

## Secreción del oído

- Conducto auditivo externo y medio (hasta la membrana timpánica).
- Elimine la secreción superficial con un hisopo humedecido en solución salina estéril y obtenga material con otro hisopo girándolo en el canal y luego insertándolo en el medio de transporte (Stuart).
- Conducto auditivo interno a) membrana timpánica rota: el médico debe proceder como en el ítem anterior y, con espéculo o cono de otoscopio, recolectar el material con un hisopo y luego insertarlo en el medio de transporte. Con otro hisopo, realizar un frotis para la tinción de Gram. b) Membrana íntegra: use una jeringa para perforar la membrana o un sistema apropiado para la aspiración y toma de la muestra, que debe enviarse de inmediato al laboratorio para su procesamiento o introducirla en un medio de transporte para su preservación y para bacterioscopia.



## Secreción ocular

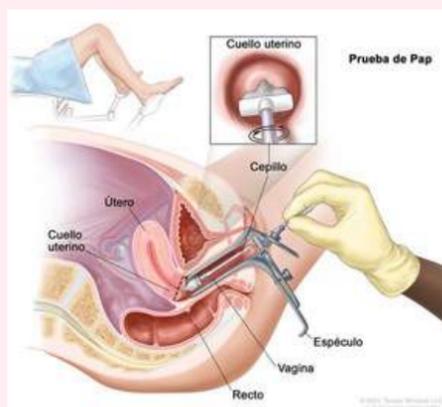
Los cultivos deben recolectarse antes de la aplicación de antibióticos, soluciones, gotas para los ojos u otros medicamentos.

- Descartar la secreción purulenta superficial y, con un hisopo, sacar el material del interior del párpado inferior.
- Identificar la muestra correctamente y enviarla inmediatamente al laboratorio, evitando el secado excesivo del material

## Secreción vaginal

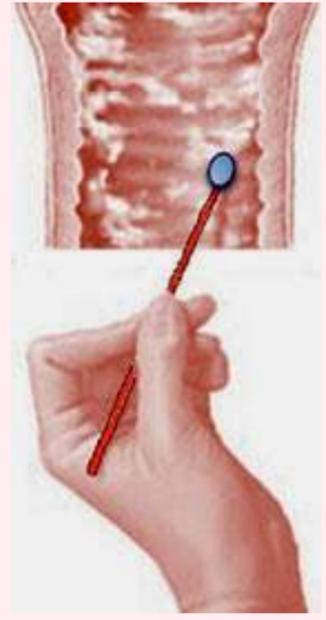
Para la recolección de secreción vaginal, se recomienda que la paciente no esté menstruando, evite las duchas y las cremas vaginales el día antes de la recolección y mantenga abstinencia sexual durante tres días.

- Insertar un espéculo (sin lubricante, use agua tibia) en la vagina y eliminar el exceso de moco cervical con un algodón.
- Luego, insertar los hisopos indicados, girándolos unos segundos en el fondo de saco. Luego de retirarlos, retornarlos a los medios de cultivo indicados. Hisopo seco: Realizar láminas para bacterioscopia de la secreción fresca. Hisopo del medio de transporte para cultivo aeróbico/ hongos.



## Secreción endocervical

- Insertar un espéculo (sin lubricante) en la vagina y eliminar el exceso de moco cervical con un hisopo.
- Luego, insertar los hisopos indicados en el canal endocervical hasta que la punta del hisopo no sea visible, girar durante unos segundos, retirar evitando el contacto con la pared vaginal y regresar el hisopo a los medios indicados. Hisopo seco: Realizar láminas para bacterioscopia de secreción fresca. Hisopo seco: Mycoplasma/Ureaplasma: sumergir el hisopo en el interior de la solución del tubo y agitar. Retirar el hisopo e identificar el tubo. Medio de transporte específico para Chlamydia trachomatis: sumergir el hisopo en la solución del tubo y agitar vigorosamente.
- Comprimir el hisopo contra la pared del tubo. Cualquier exceso de moco debe ser eliminado de la muestra.
- Retirar el hisopo e identificar el tubo. Cultivo para anaerobios del tracto genital femenino
- Descontaminar o canal cervical con swab embebido de PVPI acuoso a 10%.
- Coletar amostra do trato genital superior de forma a obtén material celular da paredes uterina.
- Amostras coletadas por laparoscopia, culdocentese ou cirugía, también son apropiadas para cultura de anaerobias.
- Cultura de dispositivo intra-uterino (DIU) tem valor estratégico para cultivo anaeróbico de Actinomyces sp.



**MUESTRAS DE CULTIVO HISOPADO CERVICAL**

Esta muestra se utiliza para el diagnóstico etiológico en caso de alguna infección como la cervicitis, la toma de muestra se debe realizar en el laboratorio de Microbiología.

**MATERIAL NECESARIO**

- Camilla ginecológica
- Especulo esteril
- Tonudas para limpieza
- Hisopos de alginato cálcico o Dacron con medio de transporte tipo Stuart o Amies.
- Hisopos con medios de transporte específicos para Mycoplasma y/o Chlamydia.

**Toma de Fijvo vaginal**

Con la paciente en posición ginecológica introducir suavemente el espéculo sin lubricar (o lubricado con agua tibia).

Limpiar el exocervix se secreciones vaginales con una tonuda seca.

Bajo visión directa comprimir cuidadosamente el cervix con palas del espéculo y introducir un hisopo en el canal endocervix con un suave movimiento de rotación.

Repetir la operación con el segundo hisopo.

**MUESTRAS**

- Deberán recogerse dos tonudas, una destinada al examen microscópico y otra al cultivo. Para investigación de Mycoplasma y Chlamydia se recogerá una tercera tonuda con medio de transporte específico.
- En niñas y mujeres vírgenes puede tomarse la muestra introduciendo directamente el hisopo a través del orificio hemeneal sin espéculo.

**TRANSPORTE Y CONSERVACIÓN**

- El envío de la muestra debe ser inmediato. Si no es así se compromete la viabilidad de Neisseria gonorrhoeae
- Para análisis micológico si no se puede procesar inmediatamente puede conservarse hasta 2 horas en la heladera.
- Para análisis parasitológico si no se puede procesar inmediatamente puede conservarse a 37° C no más de una hora.

**MEDIO DE TRANSPORTE STUART**

- se conserva a temperatura ambiente

**PROCESAMIENTO PRIMER DIA**

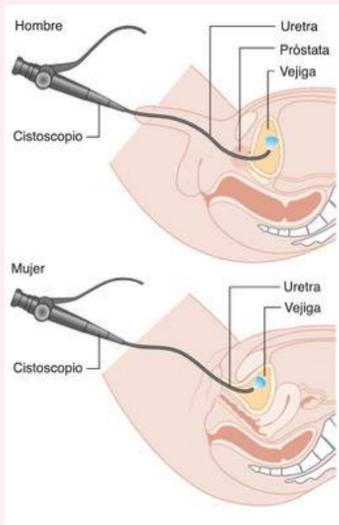
- Solución fisiológica, ensayo bioquímico (Toma de pH (Neuro), test de las aminas (solución fisiológica una gota de K(OH) al 10%)



## Secreción uretral

El éxito del cultivo de la entrega rápida de la muestra al laboratorio depende. La Neisseria gonorrhoeae es una bacteria muy sensible y puede morir rápidamente si no se siembra inmediatamente después de la toma de la muestra.

- Descartar las primeras gotas de la secreción.
- Recoger la secreción purulenta, preferiblemente, por la mañana, antes de la primera micción o por lo menos dos horas o más antes de orinar.
- Recoger con asa bacteriológica desechable o hisopo estéril fino.
- Colocar la muestra en medio de transporte y hacer las láminas para la bacterioscopia de la secreción fresca.
- Enviar inmediatamente para el laboratorio.
- En pacientes asintomáticos, la muestra debe recogerse mediante masaje prostático o con un pequeño hisopo insertado unos centímetros en la uretra.



## Secreción anal

- Inserte el hisopo aproximadamente 1 cm en el canal anal y realice movimientos de lado a lado para recolectar el material de las criptas anales.
- Coloque la muestra en medio de transporte e, inmediatamente, envíe el hisopo al laboratorio.



## Hisopo rectal

- Usar un hisopo de algodón, asegurándose de que la punta del hisopo esté bien cubierta.
- Humedecer el hisopo en solución salina estéril (no use gel lubricante); insertarlo en el esfínter rectal, haciendo movimientos de rotación.
- Al retirar el hisopo, asegúrese de que hay coloración fecal en el algodón. El número de hisopos depende de las investigaciones solicitadas.
- Identificar la muestra y enviarla al laboratorio dentro en los siguientes 30 minutos o utilizar el medio de transporte provisto..

## Toma de hemocultivos

- Para el diagnóstico de una infección sistémica, la extracción de sangre debe realizarse preferiblemente mediante punción venosa periférica.
- La técnica de extracción de sangre a través de catéteres solo debe utilizarse para el diagnóstico de infecciones relacionadas con el dispositivo y siempre debe ir acompañada de una muestra de sangre periférica.
- Los métodos automatizados generalmente revelan muestras positivas en 70 a 80 % de los casos en las primeras 48 horas.
- Las punciones arteriales no aportan beneficios para la recuperación de microorganismos.
- No se recomienda el intercambio de agujas entre la recolección y distribución de sangre en frascos específicos.



## HEMOCULTIVO

### FACTORES QUE AFECTAN SU OPTIMIZACIÓN:

- Volumen de sangre
- Medio de cultivo
- Ubicación de la sangre
- Inoculación de contaminantes
- Anticoagulantes
- Manejo de la temperatura
- Tiempo de incubación

### TIEMPO DE INCUBACIÓN:

- Es bacteriamente 3 días (Legionella spp. y Brucella spp.)
- Requiere más de 7 días (Mycobacterium spp. puede requerir hasta 4 semanas).

### PROCEDIMIENTO:

- Desinfectar la zona del frasco con etanol al 70%, cloroxidina.
- Palpar el brazo e identificar el sitio de punción.
- Desinfectar el sitio de punción mediante la aplicación de alcohol al 70% o cloroxidina en círculo, dejar secar y no volver a palpar la vena.
- Observar la reacción de sangre.
- Retirar la aguja y colocar una compresa.
- Transferir la muestra al frasco para hemocultivo.

### REALIZAR SEMBRAS SI SE OBSERVA:

- Gas
- Turbidez
- Hemólisis
- Crecimiento en agar cuando se utiliza medio líquido

### INFORMAR AL MÉDICO TIPO DE GRAM RECOMENDAR EN MÉDICO:

- Gram
- Sangre
- Chocolate
- MacConkey

- Realizar identificación
- Pruebas de susceptibilidad a los antibióticos

6. Número de muestras y sitio Se recomiendan al menos dos y no más de cuatro muestras de sangre para hemocultivos, para aumentar la positividad y facilitar la interpretación de los resultados. Cada muestra comprende un par de frascos por punción venosa, siendo 20 mL el volumen ideal para adultos por punción. Más de 4 muestras (excepto en casos de endocarditis) no agregan sensibilidad y pueden contribuir al desarrollo de anemia en el paciente y al gasto innecesario de insumos. En caso de sepsis, fiebre por aclarar, neumonía, meningitis o paciente neutropénico: recolectar de 2 a 3 muestras en dos o tres sitios diferentes antes del inicio de la terapia con antibióticos. En pacientes con un catéter de larga estancia, recolectar una muestra de cada vía del catéter (anotando en cada frasco de qué vía fue tomada la muestra), concomitantemente con una muestra de vena periférica. En pacientes neutropénicos con fiebre por aclarar: recoger dos muestras periféricas de diferentes sitios. Si tiene cualquier tipo de catéter, es recomendable recolectar una tercera muestra a través del catéter o al menos una muestra periférica y otra de cada vía del catéter. Endocarditis: recoger 2 a 3 muestras de diferentes sitios. Si es negativo después de 24 a 48 horas de incubación, recoger al menos dos muestras más.

Factores que influyen directamente los resultados de los hemocultivos:

1. Volumen de sangre recogida en cada frasco: El volumen de sangre ideal corresponde al 10 % del volumen del medio de cultivo contenido en el frasco. Cuanto mayor sea el volumen de sangre inoculada en el medio de cultivo, mejor será la recuperación de los microorganismos. Sin embargo, el exceso de sangre puede inhibir el crecimiento de microorganismos. Por lo tanto, los viales que permiten una recolección de hasta 10 mL son los más indicados.

Recoger el volumen máximo permitido para cada frasco (cada mL más representa aproximadamente un 3 % de probabilidad de aislamiento del agente etiológico).

Para los niños, el volumen sanguíneo óptimo aún no está bien definido, pero los datos de la literatura muestran que existe una relación directa entre el volumen sanguíneo obtenido y la detección de infección, lo que indica que muestras de sangre con un volumen mayor o igual a 1 mL detectaron más bacterias que muestras con volúmenes por debajo de 1 mL.

2. Anticoagulante Se recomienda el SPS (Polianetolsulfonato de sodio). La heparina puede tener un efecto tóxico en algunos de los microorganismos más sensibles.

3. Temperatura de conservación Los frascos de hemocultivo deben utilizarse a temperatura ambiente y mantenerse hasta el momento de la incubación, sin refrigeración.

4. Toma de muestra aséptica La implementación de una técnica adecuada de antisepsia reduce el riesgo de contaminación y facilita la interpretación de los resultados.

5. Momento de la toma Hacer la toma antes de la administración de antibióticos. Si la terapia antimicrobiana está en progreso, proceda con la recolección antes de la administración del medicamento. El pico febril es el momento de mayor destrucción microbiana, lo que puede dificultar la recuperación de organismos viables, dando

preferencia a la recolección tan pronto como se detecte el inicio de un episodio febril. Al recolectar muestras pareadas de hemocultivos del catéter y la vena periférica, recogerlos en momentos cercanos y volúmenes iguales para diferenciar la infección del torrente sanguíneo relacionada con el catéter de la infección del torrente sanguíneo relacionada con otros brotes de infección.

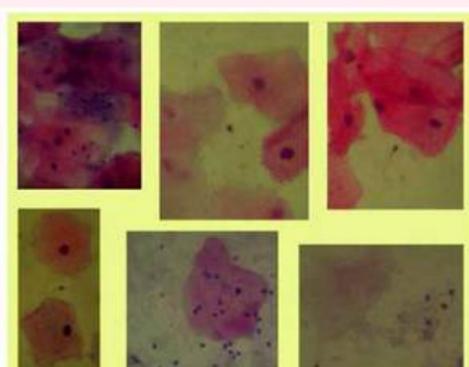
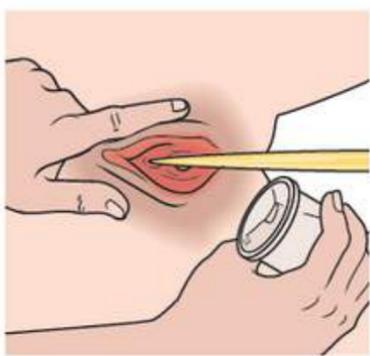
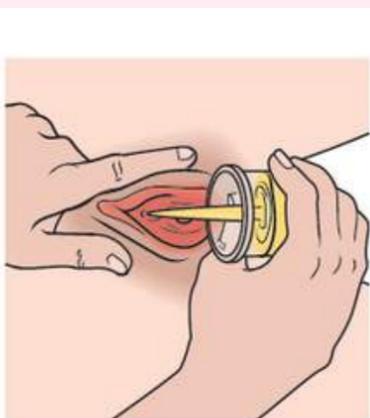


Figura 1: Tomas vaginales con diagnóstico de presencia de cabezas de espermatozoides en buena proporción con respecto a las células epiteliales, e incluso con espermatozoides completos. (Tinción hematoxilina-eosina. Objetivo 40x).

## Urocultivo

La recolección debe realizarse por la mañana, preferiblemente de la primera micción del día, o después de una retención de la vejiga de dos a tres horas. Los pacientes con urgencia urinaria pueden quedar exentos de esta retención, teniendo en cuenta este hecho en la solicitud.



### Toma de muestras de orina en mujeres

Para obtener los mejores resultados, la recolección de muestras de mujeres debe ser supervisada y realizada por profesionales capacitados. En caso de objeción por parte de la paciente, guiar de manera clara y objetiva todos los pasos del procedimiento y advertir sobre las consecuencias de una recolección mal realizada.

- No estar tomando ningún antibiótico por lo menos hace 8 días.
- Recolectar, de preferencia, la orina de la mañana o, entonces, después de una retención vesical de 2 a 3h.
- Para adultos del sexo masculino: realizar antisepsia rigurosa de los órganos genitales con agua limpia y jabón neutro.
- Descartar el primer chorro de orina. Recoger la muestra del chorro intermedio en un frasco suministrado por el laboratorio (un poco más de la mitad del frasco). Evitar llenar el frasco.
- Para adultos del sexo femenino: separar las piernas lo máximo posible.
- Con una mano, apartar los labios mayores y continuar de esta manera mientras realiza la limpieza y recoge el material.
- Usar una gasa empapada en jabón neutro, lavar de adelante hacia atrás y asegurarse de estar limpiando los pliegues de piel lo mejor posible.
- Manteniendo los labios mayores apartados, comenzar a orinar. El primer chorro debe ser descartado. Recoger el chorro de la mitad en un frasco suministrado por el laboratorio (un poco más de la mitad del frasco). Evita llenar el frasco.
- Llevar el material recogido al laboratorio.
- La muestra puede ser transportada a temperatura ambiente hasta 1 hora y en refrigeración hasta 12 horas.

### Toma de muestras de orina para niños que no tienen el control de la micción

En niños, hacer uso de la bolsa colectora de orina, masculina o femenina. Debe realizarse una higiene preliminar del perineo, muslos y glúteos con agua y jabón neutro. Si no hay micción, debe cambiarse la bolsa de recolección cada 30 minutos, repitiendo la higiene del área perineal y genital.



## Coprocultivo

Las muestras deben ser tomadas en el inicio o en la fase aguda de la enfermedad, cuando los patógenos suelen estar presentes en mayor número y, preferiblemente, antes del tratamiento con antibióticos.

- Recolectar las heces y colocarlas en un frasco, proporcionado por el laboratorio, que contenga el medio de transporte (Cary-Blair o solución salina tamponada con glicerina) en una cantidad equivalente a una cucharadita. Se prefieren siempre las porciones con sangre y moco.
- Cerrar bien el frasco y agitar el material.
- Si la muestra no se entrega al laboratorio dentro de una hora, refrigerar a 4 °C durante un máximo de 12 horas. Registrar la hora de recolección.

## HISOPO FECAL EN CARY-BLAIR

- Recolectar de 1 a 2 g de heces en un frasco limpio, seco y de boca ancha suministrado por el laboratorio.
- Sumergir el hisopo en el frasco que contiene las heces.
- Introducir el hisopo en el medio de transporte Cary-Blair y transportar a temperatura ambiente entre 24 y 72 horas después de la recolección.



Wipes		Microfiber Swabs	Foam Swabs
D7239C	A5837A		
D7220C	A756A		
E750DF	A7147A		
C709C	A7166A		
C5799C	A5125A		
C714C	A7145A		
C5166C	A5157A		
	A857A		

# TRANSPORTE DE MUESTRAS BIOLÓGICAS

Se entiende por muestra biológica adecuada aquella obtenida en cantidad suficiente, en un recipiente apropiado, bien identificado y transportado para mantener la integridad del material a investigar. El cumplimiento de los requisitos establecidos en las normas tiene como objetivo reducir la posibilidad de contaminación de muestras por parte de agentes ambientales, u otras muestras, y evitar la contaminación del embalaje o sus transportadores causada por la exposición a microorganismos infecciosos que pueden escapar del embalaje debido a la rotura, fuga o acomodación inadecuada, además de garantizar la integridad y estabilidad del material biológico transportado. Las recomendaciones contenidas en este documento se basan en los requisitos de la Resolución de la Junta de Directores Colegiados (RDC) 20/2014 de la Agencia Nacional de Vigilancia Sanitaria (Anvisa). Esta Resolución regula las actividades de transporte de muestras clínicas entre el remitente (en general, los laboratorios clínicos) y otro servicio de salud, utilizando una estructura de transporte propia o contratada.

## CLASIFICACIÓN DE RIESGO

Según la OMS, la evaluación del riesgo biológico para el transporte debe basarse en los siguientes principios:

1. En la reducción del riesgo de transmisión de agentes infecciosos mediante el uso de barreras protectoras.
2. En el uso de barreras individuales y colectivas (Equipo de Protección Personal - EPP y Equipo de Protección Colectiva - EPC) para la protección del profesional y para proteger a los pacientes, los materiales y el medio ambiente.
3. En la capacidad infecciosa de los virus (hepatitis B (VHB), virus de inmunodeficiencia humana (VIH) y hepatitis C (VHC)), mediante la inyección mecánica de material infectado, contacto con heridas, cortes, quemaduras, transmisión sexual y otros.
4. En la exposición de individuos a estos patógenos en caso de accidentes durante la limpieza o el envasado de material biológico, en los cuales el profesional está directamente expuesto a los peligros involucrados. El transporte de material biológico debidamente empaquetado puede considerarse una actividad segura.
5. En el hecho de que cuanto mayor es la concentración del agente infeccioso, mayor es la posibilidad de infecciones, sin tener en cuenta los mecanismos de defensa de los individuos.



## SUSTANCIA INFECCIOSA DE CATEGORÍA A

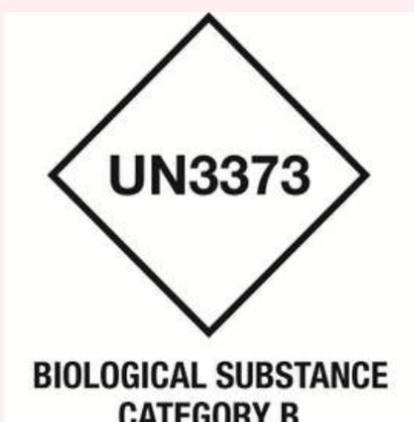
Es una sustancia infecciosa (material biológico infeccioso) que, cuando se transporta, existe el riesgo de una infección que provoque una discapacidad permanente, que ponga en peligro la vida de seres humanos o animales.



## SUSTANCIA BIOLÓGICA DE CATEGORÍA B

La categoría B incluye muestras para diagnóstico clínico que se sabe o son sospechosas de contener agentes infecciosos, como muestras de pacientes con sospecha de infección o muestras que se sabe son positivas/reactivas. La gran mayoría de las muestras biológicas de pacientes, transportadas en los servicios de diagnóstico de laboratorio, pueden clasificarse en la categoría B, a excepción de las muestras de sangre seca en papel absorbente y otras situaciones en las que un profesional de salud entrenado asegure de que las muestras a transportar tengan la mínima posibilidad de riesgo de causar una infección durante el proceso de transporte, si se produce contacto con el material.

An infographic titled "GESTIÓN DE MUESTRA" and "EMBALAJE DE SUSTANCIAS BIOLÓGICAS: CATEGORÍA B UN 3373". It includes a biohazard symbol, a diamond-shaped label with "UN3373" and "BIOLOGICAL SUBSTANCE CATEGORY B". It also contains text in Spanish explaining the category and providing instructions for handling and transport.



## CLASIFICACIÓN DE TUBOS DE MUESTRA

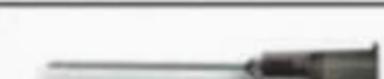
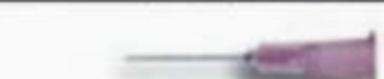
Orden de Toma			
Tapón	Contenido de tubo	Área de uso	Inversiones
	Hemocultivo	Microbiología	5 veces
	Citrato de sodio	Coagulación (Tiempos de coagulación fibrinógeno, agregación plaquetaria)	3 a 4 veces
	Gel separador	Química clínica	5 veces
	Sin anticoagulante, con activador de coagulación, con silicón	Química clínica, banco de sangre serología	8 a 10 veces
	Gel separador y trombina	Obtención de suero rápido	5 a 6 veces
	Gel separador y heparina de litio	Química clínica en plasma	5 veces
	Heparina de sodio/litio	Química clínica (urgencias) hematología (fragilidad osmótica)	8 a 10 veces
	EDTA K <sub>2</sub>	Hematología, banco de sangre	8 a 10 veces
	Gel separador y EDTA K <sub>2</sub>	Determinaciones de carga viral	8 a 10 veces
	Oxalato de Potasio/NaF	Química clínica, pruebas de lactato y glucosa	8 veces

Información con base a extractos de los insertos técnicos e información de los productos BD Vacutainer®  
Referencia en CLSI: (H3-A6, Vol. 27 N 26, 2007 y H04-A6, Vol. 28 N25, 2008)

## Clasificación de hisopos

TIPO	TIPO DE MANGO	PUNTA
NASOFARÍNGEO	CON PUNTO DE CORTE	FLOCADA
		
OROFARÍNGEO	POLIESTIRENO	VISCOSA
		

## Clasificación de agujas

Tabela de Medidas de Agulhas			
Métrico (mm)	Gauge/ Polegadas	Cor do Canhão A cor do canhão define o diâmetro da agulha	
1,60 x 40	16G 1 1/2		Blanco
1,20 x 25 1,20 x 40	18G 1 18G 1 1/2		Rosa
1,00 x 25 1,00 x 30	19G 1 19G 1 1/4		Crema
0,80 x 25 0,80 x 30 0,80 x 40	21G 1 21G 1 1/4 21G 1 1/2		Verde
0,70 x 25 0,70 x 30	22G 1 22G 1 1/4		Preto
0,55 x 20	24G 3/4		Violeta
0,45 x 13	26G 1/2		Castanho
0,38 x 13	27 5G 1/2		Cinza

## Bibliografía

clinico, m. d. (s.f.). Obtenido de

[https://sampac.es/images/site/documentacion/protocolos/otros/Manual\\_Obtencion\\_y\\_Manejo\\_Muestras\\_1.pdf](https://sampac.es/images/site/documentacion/protocolos/otros/Manual_Obtencion_y_Manejo_Muestras_1.pdf)

Fleury, D. M. (2019). Manual de Toma de Muestras en Laboratorio Clínico. Rio de Janeiro: Programa nacional de control de calidad (PNCQ).