

MANUAL DE TOMA DE MUESTRAS EN LABORATORIO CLÍNICO

4ª Edición

PNCQ®
Programa Nacional
de Controle de Qualidade

Patrocinado por la Sociedad Brasileña de Análisis Clínicos

GRÁFICO DE TENDENCIAS Y DRM

Evalúe su desempeño en el PRO-EX directamente en la pantalla de su computadora.

PNCQ proporciona a los Laboratorios Participantes un Gráfico de Tendencias gratuito para analizar la Desviación Relativa de la Media (DRM).
Además de las evaluaciones B, A o I, podrá monitorear:

- ***El desempeño de cada analito;***
- ***El histórico de los últimos 36 meses;***
- ***Tendencias, desviaciones y variaciones de la precisión;***
- ***Identificación rápida de resultados inaceptables.***



Con un solo clic en la Evaluación Mensual (PDF), el gráfico será mostrado automáticamente.

Monitorear, Corregir y Evolucionar.

Es una Herramienta que fortalece la calidad de su laboratorio.

Manual de Toma de Muestras en Laboratorio Clínico

4ª Edición

Dr. Marcos Kneip Fleury

Farmacéutico-Bioquímico
Maestría y Doctorado en Genética Humana por la Universidad Federal de Río de Janeiro
Profesor Asociado de Hematología,
Facultad de Farmacia, UFRJ
Coordinador del Laboratorio de Análisis Clínicos de la Facultad de Farmacia - UFRJ
Asesor Científico del Programa Nacional de Control de Calidad - PNCQ/SBAC

PNCQ®
Programa Nacional de Controle de Qualidade

Patrocinado por la Sociedad Brasileña de Análisis Clínicos

Presentación

Presentación

El Programa Nacional de Control de Calidad publicó en 2014 la primera edición de su manual de toma de muestras. Ese trabajo tuvo el objetivo de cumplir con las principales recomendaciones de las sociedades científicas nacionales e internacionales sobre los proce-dimientos que involucran la recolección y transporte de muestras biológicas.

La recopilación de ese volumen de información en una publicación fue dirigida al profesional del laboratorio de análisis clínicos que, todos los días, se enfrenta a los diversos aspectos que involucran la calidad de la muestra.

El Manual de Toma de Muestras en Laboratorio Clínico mostró una gran aceptación en el área de Análisis Clínicos, lo que nos motivó a dar continuidad al trabajo para publicar esta revisión.

El PNCQ está comprometido con la difusión de información que satisfaga las necesidades de la rutina del laboratorio, estimulando la educación continua, siempre en busca de la excelencia en los servicios de laboratorio.

Esperamos que este material sea de utilidad para los colegas, buena lectura.



Prof. Marcos Fleury
Asistente Científico del PNCQ

Sumario

I - INTRODUCCIÓN 07

II - INSTALACIONES 09
Sala de toma de muestras 10
Actividades 10
Características del espacio físico 10

III - EQUIPOS Y SUMINISTROS 11
Sillas para toma de muestras 12
Mueble auxiliar 12
Suministros 12

IV - PROCEDIMIENTOS DE TOMA DE MUESTRAS 21

V - MATERIALES PARA LA TOMA DE MUESTRAS 22
Agujas para toma múltiple 22
Aguja mariposa para toma de muestras múltiple 22
Adaptadores para toma de muestra múltiple 22
Tubos de extracción de sangre sin aditivos 23
Tubos de extracción de sangre para coagulación 24
Tubos con activador de la coagulación (Gel&Clot) 25
Tubos con heparina 26
Tubos con fluoruro de sodio 25
Tubos con EDTA 27
Tubos con citrato 27
Minitubos para extracción con capilar 28
Tubos ESR con citrato de sodio 29
Equipos para toma de muestras 29
Hisopo simple 29
Hisopo con medio de transporte 30

VI - INFORMACIONES TÉCNICAS 31
Principio 32
Limitaciones 32
Vacío impreciso – poco vacío o falta de vacío 32
Vacío impreciso – mucho vacío 33
Reflujo 33
Toma de la muestra lenta 33

VII - CUIDADOS ESPECIALES 35
Pacientes pediátricos 36
Hematoma 36
Hemólisis 36
Intervalos de tiempo 36
Exámenes inmunohematológicos 37
Dispositivos de acceso vascular (DAV) 37

VIII - TOMA DE MUESTRAS DE SANGRE CAPILAR 39
Toma de muestras en niños 40
Toma de muestras en adultos.... 40
Punción de la piel 40
Procedimientos de toma de muestras capilares 40
Lugares de punción 41
Calentamiento de la zona de punción 42

IX - CUIDADOS PREANALÍTICOS 43
Separación del plasma o suero 44
Fase de precentrifugación..... 44
Transporte de muestras 44

Agitación y hemólisis..... 44
Centrifugación..... 45
Fase postcentrifugación 45
Criterios básicos para el rechazo de la muestra 45

X - TOMA DE MUESTRAS MICROBIOLÓGICAS..... 47
Requisitos biológicos 48
Toma de muestras microbiológicas 48
Criterios de rechazo para muestras clínicas en medios de transporte 49
Procedimientos de toma de muestras 50
Secreción de orofaringe 50
Secreción de quemadura 50
Secreción del oído 50
Secreción ocular 51
Secreción vaginal 51
Secreción endocervical 51
Secreción uretral 52
Secreción anal 52
Hisopo retal 52
Toma de hemocultivos 53
Técnica para toma de muestras.. 55
Guía para toma de muestras... 56
Urocultivo 56
Toma de muestra de orina en mujeres..... 56
Toma de muestras de orina para niños que no tienen el control de la micción..... 57
Coprocultivo 57

XI - LEGISLACIÓN SOBRE EL TRANSPORTE DE MUESTRAS BIOLÓGICAS 59
Introducción 60
Clasificación de riesgo 60
Sustancia infecciosa de categoría A 61
Sustancia biológica de categoría B 61
Acondicionamiento y etiquetado 61
Instrucción de embalaje 650 (PI 650) 62
Particularidades en el acomodamiento de muestras líquidas 63
Particularidades en el caso de muestras sólidas 64
Particularidades en el caso de muestras refrigeradas 64

XII - APÉNDICES 65
Apéndice 1 – Estabilidad de muestras no centrifu-gadas a temperatura ambiente (20 a 25 ºC) 66
Apéndice 2 – Resumen de los procedimientos de toma para muestras microbiológicas 67
Apéndice 3 – Orden de la Toma de Muestras 70

XIII - BIBLIOGRAFÍA 71

Introducción

Introducción

La cantidad de errores que pueden ocurrir durante la toma y procesamiento de muestras de sangre es potencialmente numerosa y las consecuencias de estos errores son muy dañinas para los pacientes.

Sin el uso de procedimientos dirigidos a la excelencia en la práctica de laboratorio, es poco probable que las muestras y los resultados obtenidos puedan ser comparables entre diferentes laboratorios. Es necesario que se implementen programas de capacitación que aborden las buenas prácticas de laboratorio para que se capaciten flebotomistas bien preparados.

Durante al menos tres décadas, la literatura ha reconocido la importancia de los procedimientos preanalíticos que incluyen la recolección y el manejo de muestras. Las metodologías de análisis altamente sofisticadas no pueden producir buenos resultados a partir de una muestra inadecuada. La toma adecuada y el manejo correcto de las muestras son vitales para evitar los numerosos errores inherentes a esa etapa.

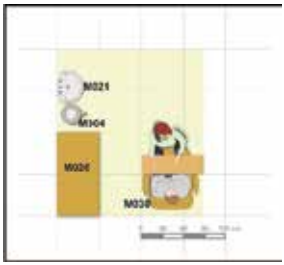
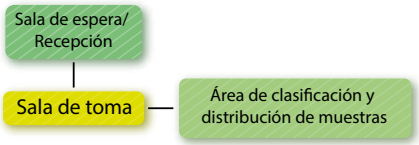
Los errores preanalíticos pueden tener numerosos orígenes, como la identificación incorrecta del paciente, el orden incorrecto de los tubos durante la recolección, el uso inadecuado de aditivos, errores en el etiquetado, el tiempo transcurrido entre la toma y su análisis y errores burocráticos.
Dado que no es posible conocer el origen de todas las muestras procesadas rutinariamente, todas deben tratarse como potencialmente infecciosas. El uso de guantes durante la recolección y manejo de muestras es esencial para cumplir con las buenas prácticas de recolección.

Conjuntos de exámenes, o exámenes conjugados, tales como marcadores de hepatitis o pruebas de función renal o hepática, han adquirido gran importancia en el diagnóstico y seguimiento de diversas enfermedades. Incluso cuando las pruebas se realizan correctamente y con precisión, muchas variables pueden interferir con los resultados. El conocimiento de estas variables y la estandarización de los procedimientos de laboratorio son esenciales para la correcta interpretación y el mejor uso del conjunto de resultados.

Muchas causas de los llamados “errores de laboratorio” están relacionadas con factores no analíticos, como la toma, manejo y transporte de muestras. Los factores no biológicos, como los errores en la identificación del paciente y los factores biológicos, como la postura del paciente y el tiempo transcurrido entre la recolección y las pruebas, también contribuyen al “error de laboratorio” total.

Instalaciones

Instalaciones

Diseño	Flujo
	

Fuente – SOMASUS - Sistema de apoyo a la organización y elaboración de proyectos de inversión en salud

Sala de toma de muestras

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.

Actividades

- Recibir o proceder a la búsqueda del material (en el mismo laboratorio o descentralizado).
- Hacer revisión del material.

Características del espacio físico (RDC/ANVISA Nº 50, del 21 de febrero de 2002)

- Área mínima – 1,50 m²/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 m²
- 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.

Equipos y Suministros
Equipos 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.



RDC/ANVISA Nº 222, del 28 de marzo de 2018

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.

• Dispositivos refrigerados o contenedores de hielo deben estar disponibles para muestras que requieran enfriamiento inmediato después de la recolección.
• Un manual que contenga instrucciones para los requisitos de volumen, aditivos, manejo de muestras y precauciones para los diversos exámenes debe estar disponible en el sitio de recolección.

La RDC/ANVISA Nº 302 del 13 de abril de 2005 trata del reglamento técnico para el funcionamiento de laboratorios clínicos y presenta un conjunto de procedimientos indicados para la fase preanalítica.

6 - 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 muestras 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.

6.1.6 - El laboratorio clínico y el puesto de toma de muestras deben tener medios para permitir el registro de la hora de la atención y/o la toma de la muestra.

6.1.7 - La muestra debe identificarse en el momento de la toma o de la entrega, cuando sea recolectada por el paciente.

6.1.7.1 - El nombre del empleado que realizó la toma o recibió la muestra debe registrarse para garantizar su seguimiento.

6.1.8 - El laboratorio clínico y el puesto de toma de muestras deben tener instrucciones escritas para orientar el recibimiento, recolección e identificación de la muestra.

6.1.9 - El laboratorio clínico y el puesto de toma de muestras deben tener instrucciones escritas para transportar la muestra del paciente, estableciendo el plazo, las condiciones de temperatura y la norma técnica para garantizar su integridad y estabilidad.

6.1.10 - La muestra del paciente debe ser transportada y conservada en un contenedor isotérmico, cuando sea necesario, que se pueda higienizar y que sea impermeable, garantizando su estabilidad desde la recolección hasta su análisis, identificado con la simbología de riesgo biológico, con las palabras "Muestras para diagnóstico" y con el nombre del laboratorio responsable del envío.

6.1.11 - El transporte de la muestra del paciente, en áreas comunes de otros servicios, o de movimiento de personas, debe realizarse bajo las condiciones establecidas en el punto 5.7.

6.1.12 - Al tercerizar el transporte de la muestra, debe existir un contrato formal que cumpla con los criterios establecidos en este reglamento.

6.1.13 - Al importar o exportar "Muestras para diagnóstico", deben seguirse la RDC/ANVISA Nº 01 del 6 de diciembre de 2002 y la Ordenanza MS Nº 1985, del 25 de octubre de 2002, con actualizaciones u otros instrumentos legales que puedan reemplazarlas.

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 hipersen-sibilidad 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.

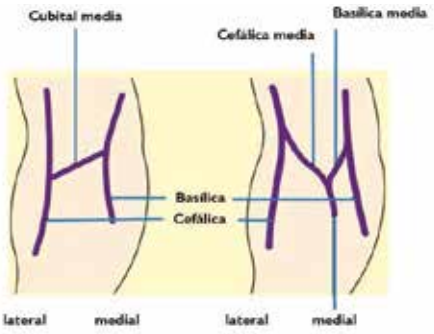
• La aplicación del torniquete no debe exceder 1 minuto, por causa del riesgo de causar estasis vascular. Esto puede llevar a un aumento de los niveles séricos de todos los analitos unidos a proteínas, hematocrito y otros elementos celulares.
• Evitar áreas con heridas o quemaduras.
• A los pacientes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

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

• 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 menos 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 30º 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

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 30º 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.

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 trom-

boplastina 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.

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.

Enfriamento	Temperatura de 37ºC	Mantener al abrigo de la luz
Gastrina	Aglutininas frías	Bilirrubina
Amonio	Crioglobulinas	Vitamina A
Ácido láctico	Criofibrinógeno	Vitamina B6
Catecolaminas		Betacaroteno
Piruvato		Porfirinas
Parathormona (PTH)		

18. Envío del material, correctamente identificado, para el procesamiento.

Materiales para la Toma de Muestras

Agujas para toma múltiple



Dimensiones

20 G x 1½" 0.9 x 38 mm - amarilla;
21 G x 1" 0.8 x 25 mm - verde;
22 G x 1" 0.7 x 25 mm - negra.

Características Técnicas

Las agujas son afiladas de una manera especial y única para simplificar su penetración en el tejido, reduciendo el trauma considerablemente y con un daño mínimo al tejido. En su extremo distal, la aguja está revestida por una cubierta de caucho natural que reduce el riesgo de contaminación, protegiéndola después de retirar el tubo de vacío para colocar otro. Las agujas están siliconadas en el extremo proximal, creando una capa protectora que asegura una penetración suave cuando la aguja perfora la vena del paciente.

Recomendaciones

1. Revisar cuidadosamente la aguja antes de usarla;
2. No usarla si el paquete está dañado, si la etiqueta que lo sella está rasgada, si hay material desconocido en la punta de la aguja o si el extremo distal de la aguja no tiene la tapa de goma;
3. Nunca quitar la tapa de goma del extremo distal de la aguja;
4. Nunca tocar la punta de la aguja con el dedo;
5. No utilizar la aguja después de su fecha de vencimiento;
6. No reutilizar la aguja, que es para un solo uso, como se indica en el empaque.

Aguja mariposa para toma múltiple de muestras



Dimensiones

21G x 3/4" x 12"; 0,8 x 19 x 300 mm - verde;
21G x 3/4" x 7"; 0,8 x 19 x 190 mm - verde;
22G x 3/4" x 12"; 0,7 x 19 x 300 mm - negra;
22G x 3/4" x 7"; 0,7 x 19 x 190 mm - negra;
23G x 3/4" x 12"; 0,6 x 19 x 300 mm - azul;
23G x 3/4" x 7"; 0,6 x 19 x 190 mm - azul.

Características Técnicas

Las alas de fijación facilitan la manipulación de la aguja y su introducción en la vena del paciente.
La extracción del adaptador permite que el sistema se adapte a un aparato de infusión venosa.

Recomendaciones

1. Revisar cuidadosamente la aguja antes de usarla;
2. No usar si el paquete está dañado, si la etiqueta que lo sella está rasgada, si hay material desconocido en la punta de la aguja o si el extremo distal de la aguja no tiene la tapa de goma;
3. Nunca quitar la tapa de goma del extremo distal de la aguja;
4. Nunca tocar la punta de la aguja con el dedo;
5. No utilizar la aguja después de su fecha de vencimiento;
6. No reutilizar la aguja, es para usarla solo una vez, como se indica en el empaque.

Adaptadores para toma múltiple de muestra

Presentación

(1) Adaptador con protección de seguridad - un solo uso.
(2) Adaptador simple - uso múltiple.



Características Técnicas

El adaptador para agujas es de forma cilíndrica; su extremo distal se utiliza para la entrada del tubo y el proximal tiene en su centro una abertura para la aguja de toma múltiple de muestra que se va a utilizar.

El adaptador de agujas con protector tiene unida, en su extremo proximal, una pieza de plástico flexible en forma de concha y en la parte más ancha de la aguja, con alas internas que cubren y sostienen la aguja al final de la recolecta, permitiendo la eliminación del conjunto con seguridad.

Recomendaciones

1. Siempre comprobar que no hayan defectos en la rosca del adaptador después de ajustar la aguja, para evitar comprometer la eficiencia del vacío.



Tubos de extracción de sangre sin aditivos

Descripción	Dimensiones	Volumen	Color de la tapa
Tubo sin reactivos	13 x 75 mm	1 – 5 mL	Roja
	13 x 100 mm	1 – 7 mL	Roja
	16 x 100 mm	7 – 10 mL	Roja

Características Técnicas

Se utilizan para la recolecta y almacenamiento de sangre para exámenes bioquímicos, inmunológicos y serológicos.
El tratamiento de las paredes internas de los tubos hace que sean ideales para la determinación de metales (Fe, Co, Zn, Cu, Mn).
El tratamiento de las paredes internas también inhibe la absorción de proteínas y permite el almacenamiento, para poder realizar los exámenes nuevamente, después de un tiempo prolongado.

Recomendaciones

1.Almacenar a temperatura ambiente, en un lugar de baja humedad y al abrigo de la luz solar.



Tubos de extracción de sangre para coagulación

Descripción	Dimensiones	Volumen	Color de la tapa
Tubo con activador	13 x 75 mm	1 – 5 mL	Roja
	13 x 100 mm	1 – 7 mL	Roja
	16 x 100 mm	7 – 10 mL	Roja

Características Técnicas

Con activador de la coagulación.
El activador estimula la liberación del factor de coagulación, por las plaquetas, que desencadena las reacciones en cascada del proceso de coagulación.
Tiempo de coagulación de hasta 10 minutos, en ausencia de disfunción plaquetaria.
Utilizado para la recolección y almacenamiento de sangre para pruebas bioquímicas.
El tamaño de las partículas activadoras es estable y se distribuyen uniformemente en la superficie interna del tubo.
Evita la separación de la fibrina y el surgimiento de hemólisis, causada por una coagulación desigual e incompleta, evitando la presencia de partículas en la superficie del suero.
Ideal para emergencias de laboratorio y hospitalarias.

Recomendaciones

1. Invertir suavemente los tubos, de 5 a 8 veces, inmediatamente después de la recolección;
2. Esperar un mínimo de 10 minutos, a temperatura ambiente, para la coagulación;
3. Verificar que se haya completado la coagulación antes de centrifugar;
4. Centrifugar a una velocidad de 3,000 RPM durante 10 minutos;
5. Almacenar a temperatura ambiente, en local con baja humedad y protegido de la luz solar.

Tubos con activador de la coagulación (Gel&Clot)



Descripción	Dimensiones	Volumen	Color de la tapa
Tubo con gel	13 x 75 mm	3,5 mL	Amarilla
	13 x 100 mm	5 mL	Amarilla
	16 x 100 mm	8,5 mL	Amarilla

Características Técnicas

Con activador de coagulación y gel separador inerte con una densidad de 1.040/1.050.
Indicado para el almacenamiento a largo plazo de suero para exámenes bioquímicos.
Tiempo de coagulación de 30 min a temperatura ambiente (25°C).
La característica especial de la pared interna del tubo evita el intercambio de sustancias entre las células sanguíneas y el suero, manteniendo las características bioquímicas sin cambios durante un tiempo prolongado.
El gel tiene un peso molecular uniforme y soporta temperaturas de hasta 190 °C.
El peso molecular uniforme del gel evita la migración de sustancias de bajo peso molecular a la superficie del suero y su consiguiente contaminación.

Recomendaciones

1. Invertir suavemente los tubos, de 5 a 8 veces, inmediatamente después de la recolección;
2. Esperar un mínimo de 30 minutos, a temperatura ambiente, para la coagulación;
3. Verificar que se haya completado la coagulación antes de centrifugar;
4. Centrifugar a una velocidad de 3.000 RPM durante 10 minutos;
5. Almacenar a temperatura ambiente, en un lugar con baja humedad y al abrigo de la luz solar.

* En ambientes donde la temperatura es inferior a 25 °C, especialmente durante el invierno, se recomienda extender el tiempo de coagulación a 45 minutos, siempre cerciorándose de que la coagulación se ha completado.
* En casos de emergencia, colocar los tubos en un baño de agua a 37 °C durante 20 a 30 minutos para acelerar el proceso de coagulación.

Tubos con heparina



Características Técnicas

El anticoagulante utilizado es heparina sódica o lítica, en concentraciones dentro del rango de 12,5 a 17,5 UI/mL.
Se utiliza para exámenes bioquímicos y enzimáticos, y también para algunas pruebas de reología (viscosidad).
La heparina activa antitrombinas que bloquean la acción de la trombina y la consiguiente activación de la reacción de formación de fibrina a partir del fibrinógeno.
El tiempo de almacenamiento del material es de hasta 6 horas, a temperatura ambiente, con la estabilidad garantizada de varias enzimas. El anticoagulante no influye en la concentración de calcio y en las actividades enzimáticas, siempre que se recoja la cantidad de sangre recomendada.

Recomendaciones

1. Invertir suavemente los tubos, de
5 a 8 veces, inmediatamente después de la recolección;
2. Centrifugar a una velocidad de 3.000 RPM durante 10 minutos;
3. Almacenar a temperatura ambiente, en un lugar con baja humedad y protegido de la luz solar.

Tubos con fluoruro de sodio



Descripción	Dimensiones	Volumen	Color de la tapa
Tubo con fluoruro de sodio	13 x 75 mm	2 e 4 mL	Gris

Características Técnicas

El anticoagulante utilizado es una mezcla de fluoruro de sodio y EDTA, en una mezcla de solución y polvo.

El EDTA es un quelante del calcio y bloquea la coagulación de la sangre. El fluoruro de sodio inhibe la glucosa deshidrogenasa y, en consecuencia, bloquea el metabolismo de la glucosa.

Se utiliza para exámenes de azúcar en la sangre, tolerancia al azúcar, anti hemoglobina alcalina, hemólisis con sacarosa y electroforesis de hemoglobina.

Recomendaciones

1. Invertir suavemente los tubos, de 5 a 8 veces, inmediatamente después de la recolección;
2. Centrifugar a una velocidad de 3.000 RPM durante 10 minutos;
3. Almacenar a temperatura ambiente, en local con baja humedad y protegido de la luz solar.

Tubos con EDTA



Descripción	Dimensiones	Volumen	Color de la tapa
Tubo con EDTA K2	13 x 75 mm	4 mL	Lila
Tubo con EDTA K3	13 x 75 mm	2 e 4 mL	Lila

Características Técnicas

Los anticoagulantes son EDTA K2 (líquido o en polvo) o EDTA K3 (líquido), a una concentración de 2 mg/mL de sangre, que no interfieren con el volumen globular o la forma de las células sanguíneas.
Utilizado en hematología en varios analizadores hematológicos.
Protegen naturalmente las células sanguíneas, especialmente las plaquetas.
Previenen la agregación plaquetaria.
Protegen el volumen y la forma de las células sanguínea durante mucho tiempo.

Recomendaciones

1. Invertir suavemente los tubos, de 3 a 5 veces, si se usa EDTA K3, y de 5 a 8 veces, si usa EDTA K2, inmediatamente después de la recolección;
2. EDTA K3 se utiliza en forma líquida, causando una leve dilución de la muestra;
3. Es preferible el uso de EDTA K2 para el recuento de células sanguíneas y la determi-nación de su tamaño;
4. Almacenar a temperatura ambiente, en local con baja humedad

y protegido de la luz solar.

Tubos con citrato



Descripción	Dimensiones	Volumen	Color de la tapa
Tubo con citrato	13 x 75 mm	1,8 mL	Azul
	13 x 100 mm	3,6 mL	Azul

Características Técnicas

El anticoagulante es una solución tampón estable de citrato de sodio al 3,2 % (0,109 mol/l) que se agrega en volumen, manteniendo la proporción de 1:9 entre el aditivo y la sangre.
Se utiliza para pruebas que estudian los mecanismos de coagulación de la sangre. Además, el medio tiene gas inerte para evitar la activación del factor de coagulación por los gases en la atmósfera.
El tratamiento de la superficie interna del tubo previene la activación de las plaquetas y establece las condiciones ideales para el TP (tiempo de protrombina) y el APTT (tiempo de tromboplastina parcial activada).

Recomendaciones

1. Invertir suavemente los tubos, de 3 a 5 veces, inmediatamente después de la recolección;
2. Centrifugar a una velocidad de 3.000 a 3.500 RPM por 15 min;
3. El resultado de la centrifugación debe producir plasma con un número insignificante de plaquetas;
4. Almacenar a temperatura ambiente, en un lugar con baja humedad y al abrigo de la luz solar.

Mini tubos para extracción simple
Mini tubos para extracción con capilar



Descripción	Dimensiones	Volumen	Color de la tapa
Pro coagulación	10 x 45 mm	0,2 a 0,5 mL	roja
Activador gel & clot	10 x 45 mm	0,2 a 0,5 mL	amarilla
EDTA K2	10 x 45 mm	0,2 a 0,5 mL	lila
EDTA K3	10 x 45 mm	0,2 a 0,5 mL	lila
Heparina lítica	10 x 45 mm	0,2 a 0,5 mL	verde
Heparina sódica	10 x 45 m	0,2 a 0,5 mL	verde
Glucosa	10 x 45 mm	0,2 a 0,5 mL	gris

Recomendaciones

1. La presión directa en el sitio de perforación puede causar hemólisis y afectar la precisión de los resultados;
2. La recolección de muestras durante un tiempo superior a 2 minutos a menudo da como resultado muestras de baja calidad y alta incidencia de micro coagulación en el mini tubo;
3. Las muestras recolectadas en mini tubos EDTA, para hematolo-

gía, deben usarse dentro de las 4 h siguientes a la toma;

4. Esperar al menos 30 minutos antes de usar las muestras recolectadas en los mini tubos de suero;

5. La cantidad insuficiente de muestra causará una relación incorrecta entre la sangre y el aditivo contenido en el mini tubo y, en consecuencia, un resultado erróneo;

6. Nunca agite el mini tubo para mezclar la muestra y el aditivo.

Tubos ESR con citrato de sodio



Descripción	Dimensiones	Volumen	Color de la tapa
Tubo con citrato	13 x 75 mm	1,8 mL	Negra
	13 x 100 mm	3,6 mL	Negra

Características Técnicas

El anticoagulante es una solución tamponada estable de citrato de sodio al 3,2 % (0,129 mol/l) que mantiene una proporción de 1:4 entre el aditivo y la sangre.
Se utiliza principalmente para medición de la tasa de sedimentación de eritrocitos.
El tratamiento de la superficie interna del tubo evita la activación de las plaquetas.

Recomendaciones

1. Invertir suavemente los tubos, de 3 a 5 veces, inmediatamente después de la recolección;

2. Almacenar a temperatura ambiente, en un lugar con baja humedad y al abrigo de la luz solar.

Equipos para toma de muestras

Torniquetes



Descripción

Dimensiones - Adulto: 400 mm x 25 mm;
Infantil: 350 mm x 25 mm.

Hisopo simple



Características Técnicas

Varilla de plástico con un extremo recubierto con algodón natural o fibras sintéticas. Envases de plástico para el transporte. Esterilizado con óxido de etileno.

Hisopo con medio de transporte



Características Técnicas

Varilla de plástico con un extremo recubierto con algodón natural o fibras sintéticas. Envases de plástico para transporte con medio de cultivo. Esterilizado por irradiación

Hisopo con medio de transporte	Amies sin carbón activado
	Amies con carbón activado
	Medio de Stuart
	Medio de Cary Blair

Instrucciones de uso

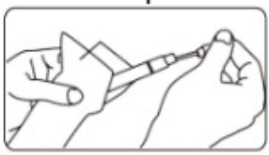
Abrir el empaque



Proceder a la toma de la muestra



Recolocar el hisopo en el envase



Identificar la muestra



Informaciones Técnicas

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 ± 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.

• Torniquete aplicado demasiado lejos del sitio de punción o no apretado.

Acción: ajustar la posición del torniquete a 6 cm por encima del lugar de la punción venosa o apretar el torniquete.

• La temperatura ambiente es muy superior a 20 °C, lo que hace que el volumen de recolección disminuya.

Acción: realizar las tomas a temperatura ambiente, cercana a los 20 °C.

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.

Cuidados Especiales
Cuidados Especiales

Pacientes pediátricos

La toma de muestras de sangre venosa en niños menores de un año puede ser muy difícil y potencialmente peligrosa. La recolección de grandes cantidades de sangre, especialmente en recién nacidos o bebés prematuros, puede causar anemia. La punción de las venas profundas en los niños puede causar paro cardíaco, hemorragia, trombosis venosa, espasmo arterial y gangrena de la extremidad, infección, etc.

- La toma de muestras venosas en pacientes pediátricos debe seguir las mismas recomendaciones observadas para los pacientes adultos.
- La punción debe realizarse con agujas o mariposas que proporcionen facilidad al flebotomista y comodidad para el paciente. Se recomiendan agujas de calibre 22 - 23.
- Los pacientes hospitalizados deben tener un sistema que controle el volumen de sangre que se recoge diariamente, para prevenir la anemia.

Hematoma

Para prevenir la formación de hematomas, el flebotomista debe tener algunos cuidados:

- Asegurarse de que la aguja haya penetrado completamente en la vena. La punción superficial puede permitir la extravasación de sangre al tejido adyacente al vaso.
- Retirar el torniquete antes de retirar la aguja de la vena.
- Utilizar las principales venas superficiales.
- Mantener el material de recolección (vacío o jeringa) estable durante la toma.
- Presionar el sitio de punción hasta que el sangrado haya cesado.
- Antes de aplicar el vendaje, observar si el sangrado ha cesado.

Hemólisis

La hemólisis de la muestra se puede evitar con los siguientes procedimientos:

- Después de la desinfección del lugar de la punción, dejar que el área se seque completamente.
- Nunca tomar muestras cuando se encuentran hematomas o edemas.
- Cuando la recolección se realice con jeringa, verificar si la aguja está perfectamente conectada para evitar la entrada de aire y la formación de burbujas.
- Con jeringas, evitar la fuerza excesiva al tirar del émbolo.
- Homogeneizar suavemente los tubos con aditivos, preferiblemente por inversión.

Intervalos de tiempo

Algunas muestras deben recolectarse en intervalos de tiempo específicos, después de períodos de ayuno o variaciones circadianas. Es esencial que los rangos especí-

ficos sean estrictamente seguidos. Ejemplos:

• Glucosa postprandial (2 o 3 horas después de la alimentación).
• Cortisol.
• Monitorización terapéutica de anticoagulantes.
• Digoxina y otras drogas.
• Para la monitorización de fármacos terapéuti-cos, el momento de la toma y la cantidad deben registrarse con precisión.

Exámenes inmunohematológicos

No se deben usar tubos con gel separador para los exámenes inmunohematológicos.

Dispositivos de acceso vascular (DAV)

Dispositivos utilizados para la infusión venosa de fármacos o líquidos no deben utilizarse rutinariamente para la toma de muestras de sangre. Sin embargo, si este procedimiento es inevitable, es necesario observar la compatibilidad entre el material de recolección y el DAV para evitar fugas, o la entrada de aire, y la formación de burbujas, y la consiguiente hemólisis.

• Si el acceso intravenoso está lleno de heparina u otro anticoagulante, la línea debe limpiarse antes de obtener la muestra. El doble del volumen contenido en el dispositivo se debe descartar para las pruebas más comunes y 5 mL o 6 veces el volumen del dispositivo para las pruebas de coagulación.
• Preferiblemente, se debe usar el brazo que no tiene el acceso para la infusión de fluidos o componentes sanguíneos.
• Las muestras para análisis hematológico y de glucosa en sangre no se deben obtener de estos dispositivos.

Toma de Muestras de Sangre Capilar
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
Nascimento	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.

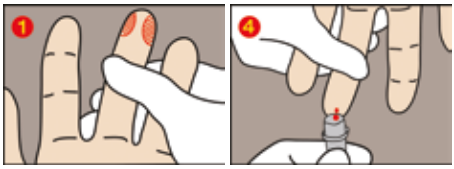
Nota: Las punciones en el talón no deben ser más profundas que 2,0 mm.

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 indica-dores 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.

Cuidados Preanalíticos
Cuidados Preanalíticos

Separación del plasma o suero

Las muestras de suero o plasma, destinadas a exámenes de laboratorio, deben separarse del contacto con las células sanguíneas lo antes posible, a menos que estudios demuestren que este contacto prolongado no afecta los resultados. El procedimiento recomendado es la centrifugación y separación del suero o plasma dentro de las dos horas posteriores a la recolección, aunque muchos analitos mantienen su estabilidad durante períodos más prolongados. (Apéndice 1)

Fase de precentrifugación

Independientemente del método de recolección utilizado (vacío o jeringa), todos los tubos que contengan aditivos, excepto el citrato de sodio, deben homogeneizarse por inversión al menos 10 veces para garantizar una mezcla adecuada de la muestra y el aditivo. Los tubos que contienen citrato deben invertirse 3 o 4 veces solamente.
Las muestras de suero deben estar completamente coaguladas antes de la centrifugación. No se recomienda agitar o abrir el tubo durante el proceso de coagulación. Las bajas temperaturas retrasan la formación de coágulos. Cuando sea posible, se pueden usar tubos con aditivos que aceleran el proceso de coagulación.
Las muestras para la dosificación de glucosa deben recogerse en fluoruro de sodio. Este aditivo anti glucolítico puede mantener las concentraciones de glucosa estables durante 24 horas a temperatura ambiente (25 °C) y durante 48 horas entre 4 y 8 °C.

Transporte de muestras

Las muestras deben llevarse a los sectores responsables de ejecutar los análisis en recipientes de plástico, adecuados para este propósito, tan pronto como sea posible. A menos que se recomiende el enfriamiento de la muestra, las muestras deben transportarse a la temperatura ambiente.
Los tubos deben mantenerse en posición vertical y tapados. Este procedimiento permite la formación completa de coágulos y reduce la agitación del tubo, lo que disminuye la posibilidad de hemólisis.
Los tubos que contienen gel separador deben mantenerse siempre en posición vertical inmediatamente después de la recolección. Este procedimiento evita que la red de fibrina se forme cerca de la tapa del tubo.

Agitación y hemólisis

El manejo cuidadoso de las muestras ayuda a minimizar el daño a los glóbulos rojos. La hemólisis puede causar interferencia química en la prueba en sí e interferencia óptica en muchos instrumentos que usan lectura óptica. La tabla 1 muestra los principales cambios en la hemólisis en algunos analitos.

Tabla 1 – Efecto de la hemólisis en los exámenes de laboratorio.

Exámenes muy afectados	Tipo de alteración	Magnitud de la alteración
AST	A	de 22,7 a 220 %
LDH	A	de 22,0 a 222 %
Potasio	A	de 3,2 a 26,2 %
Troponina	D	de 2,5 a 10 %
Exámenes afectados		
ALT	A	de 9,0 a 55 %
Hierro	A	de 4,2 a 26 %
T4	D	de 6,7 a 42 %
Exámenes poco afectados		
Albúmina	A/D/SA	de 2,7 a 4,5 %
Fosfatasa alcalina	SA/D	de 0,0 a 30,8 %
Calcio	A	de 0,1 a 6,5 %
Magnesio	A	de 0,0 a 6,5 %
Fósforo	A	de 3,0 a 10,0 %
Bilirrubina total	SA/D	de 0,0 a 2,5 %
Proteínas Totales	A	de 0,0 a 4,0 %

AST = Aspartato aminotransferasa; LDH = Lactato deshidrogenasa;
ALT = Alanina aminotransferasa; T4 = Tetrayodotironina o tiroxina;
A = aumentado; D = disminuido; SA = sin alteración.

Centrifugación

Las muestras de sangre para la obtención de suero deben estar completamente coaguladas antes de la centrifugación. Los tubos deben mantenerse cerrados durante todo el proceso y la centrífuga debe estar debidamente tapada.
El CLSI recomienda que la velocidad de centrifugación se exprese en RCF (fuerza centrífuga relativa) y no en RPM. Para calcular el RCF, utilice la siguiente fórmula:

RCF (g)= 0,00001118 x r x N2

RCF = Fuerza Centrífuga Relativa; r = radio (distancia desde el eje del rotor hasta la base del tubo.); N = velocidad de rotación (RPM). Los tubos deben centrifugarse entre 1000 y 3000 g durante 5 a 10 minutos. Los tubos de citrato de sodio deben centrifugarse para producir un plasma pobre en plaquetas.

Fase post centrifugación

Las muestras de suero o plasma deben separarse físicamente de las células tan pronto como sea posible.
El suero o plasma no debe permanecer a temperatura ambiente durante más de 8 horas. Si los exámenes no pueden realizarse dentro de este intervalo de tiempo, las muestras deben refrigerarse (2 - 8 °C).
Si los exámenes se realizan después de 48 horas desde la recolección, la muestra debe congelarse (-20 °C). Las muestras no deben congelarse más de una vez, ya que puede resultar en cambios significativos en los resultados. El descongelamiento debe realizarse a temperatura ambiente, sin el uso de calefacción.

Criterios básicos para el rechazo de la muestra.

- Transporte en contenedores inadecuados.

- Identificación incorrecta o incompleta.
- Volumen de muestra inadecuado.
- Tubo de recolección inadecuado.
- Presencia de hemólisis.
- Almacenamiento y/o transporte en condiciones inadecuadas.

Toma de Muestras Microbiológicas

Toma de Muestras Microbiológicas

Está bastante claro que el transporte de muestras clínicas es un paso crítico para un diagnóstico preciso. La preservación de las características de los microorganismos y/o ácidos nucleicos puede verse seriamente comprometida cuando las condiciones de recolección y transporte están lejos de cumplir con las recomendaciones. El transporte de estas muestras al laboratorio debe realizarse obedeciendo condiciones estrictas y utilizando material de recolección apropiado. Los sistemas de transporte de muestras pueden definirse como hisopos secos, hisopos con medios de cultivo, frascos estériles y/o frascos que contienen medio de cultivo.
Los profesionales responsables por la recolección deben estar aptos para realizarla y enviar las muestras al laboratorio con la seguridad de que el sistema de transporte utilizado sea capaz de mantener la viabilidad de los microorganismos y/o conservar los ácidos nucleicos presentes en la muestra. Ya en el laboratorio, los técnicos deben poder recuperar las muestras de estos sistemas de transporte con la seguridad de que los componentes representativos de la muestra se conservaron durante el transporte.

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

Muestra	Tiempo crítico	Temperatura	Medio de Transporte
Anaerobios	30 minutos	Ambiente	Fragmento o aspirado en un frasco estéril, medio de transporte semisólido
Heces	1 hora	Ambiente	Frasco seco estéril
	12 horas	Ambiente	Medio Cary-Blair [c]
Fragmentos	30 minutos	Ambiente	Frasco estéril
	8 horas	Ambiente	Medio de transporte
Líquido pleural	Inmediatamente	Ambiente	Tubo seco estéril
Líquido cefalorraquídeo	Inmediatamente	Ambiente	Tubo seco estéril
Material respiratorio	30 minutos	Ambiente	Tubo seco estéril
Sangre	1 hora	Ambiente [b]	Transferencia al caldo de cultivo inmediatamente después de la recolección
Hisopo [a]	Hasta 8 horas	Ambiente	Medio semisólido (Stuart o Amies)
Orina	1 hora	Ambiente	Frasco seco estéril
	12 horas	Refrigerada	Frasco seco estéril

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.

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 re-

quisiciones para pruebas microbiológicas.

• Hisopo con material seco

Muestras no recomendadas para examen microbiológico por medio de transporte:

Tipo de muestra	Recomendación
Hisopo con muestra de quemadura	Proceso de biopsia o aspirado
Hisopo de úlcera de decúbito	Proceso de biopsia o aspirado
Hisopo de absceso perirrectal	Proceso de biopsia o aspirado
Hisopo de lesión gangrenosa	Proceso de biopsia o aspirado
Hisopo periodontal	Proceso de biopsia o aspirado
Hisopo de úlcera varicosa	Proceso de biopsia o aspirado

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 bacterioscopía.

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 com swab embebido de PVPI aquoso a 10%.
• Coletar amostra do trato genital superior de forma a obter material celular da parede uterina.
• Amostras coletadas por laparoscopia, culdocentese ou cirurgia, também são apropriadas para cultura de anaeróbios.
• Cultura de dispositivo intra-uterino (DIU) tem valor estratégico para cultivo anaeróbio de *Actinomyces* sp.

Procedimientos para la toma de muestras del tracto genital femenino:

Muestra	Exámenes realizados	Material necesario
Secreción vaginal	Bacterioscopia	Hisopo seco para dos láminas
	Cultivo para hongo/aerobio	Hisopo con medio de transporte
Secreción endocervical	Bacterioscopia	Hisopo seco para dos láminas
	Cultivo para micoplasma y ureaplasma	Medio de transporte específico
	PCR para *Chlamydia*	Medio de transporte específico
	PCR para VPH	Medio de transporte específico

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 retal

• 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.

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.

Volumen sanguíneo sugerido para hemocultivos de bebés y niños

Peso (kg)	Volemia (mL)	Volumen de sangre por muestra (mL)		Volumen de sangre (mL)	% de Volemia
		Muestra 1	Muestra 2		
<=1	50 - 99	2	-	2	4
1,1 - 2	100 - 200	2	2	4	4
2 - 12,9	>200	4	2	6	3
13 - 36	>800	10	10	20	2,5
>36	>2.200	20	20	40	1,8

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.

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), con-

comitantemente 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.

Recolectar muestras para hemocultivo preferiblemente de miembros superiores.

En caso de toma en otro lugar, reforzar la antisepsia. No se recomienda recolectar una sola muestra de hemocultivo debido a la dificultad para interpretar los contaminantes.

La sensibilidad de la recolección del catéter venoso en comparación con el catéter periférico es del 75-95 %, pero la especificidad es menor, variando del 65-75 %. En contraste, el valor predictivo negativo es alto (>90 %) y puede ser útil para descartar el diagnóstico de infección relacionada con catéter vascular.

Se recomienda que, preferiblemente, los hemocultivos de rutina incluyan frascos de hemocultivos anaeróbicos y por pares para cada muestra o punción, ya que la recolección del par que incluye el frasco anaeróbico conduce a un mayor aislamiento de *Staphylococcus* spp., Enterobacteriaceae y algunos *Streptococcus* spp. y *Enterococcus* spp., anaerobios estrictos y facultativos, además de garantizar un volumen de sangre por punción más adecuado para la mejor recuperación de los patógenos.

Gran parte de los medios comerciales disponibles son capaces de detectar el crecimiento de levaduras en el frasco aeróbico.

Cuando la muestra obtenida tiene un volumen total inferior al recomendado por frasco, el mayor volumen de sangre debe inocularse en el frasco aeróbico, para que no haya pérdida en la detección de bacteriemias causadas por *Pseudomonas aeruginosa*, *Stenotrophomonas maltophilia* o levaduras, que son aerobios estrictos. El volumen restante, más pequeño, se debe inocular en el frasco anaeróbico.

Técnica para toma de muestras

La antisepsia adecuada de la piel es el factor que determina la probabilidad de que un hemocultivo positivo se considere contaminación o infección. Los datos disponibles hasta la fecha muestran que la antisepsia se puede realizar con alcohol al 70%.

Guía para toma de muestras

1. Lavarse las manos con agua y jabón.
2. Preparar el material, identificar el frasco, anotar el nombre del paciente, la cama, la fecha, la hora y el lugar de recolección (sitio anatómico), inmediatamente antes del procedimiento.
3. Limpiar la tapa de goma con algodón empapado en alcohol al 70 %. Mantener el algodón sobre el frasco hasta el momento de la punción.
4. Elegir el mejor sitio de punción, eligiendo la vena más prominente y menos móvil. Suelte el torniquete.
5. Hacer la antisepsia frotando la piel en círculos concéntricos desde el punto de punción. Secar. Luego vuelva a aplicar el antiséptico usando un nuevo algodón o gasa. Esperar unos 30 segundos para que seque, repetir el procedimiento una vez más y esperar a que se seque.
6. Apretar el torniquete de nuevo y perforar la vena con una aguja y una jeringa o un dispositivo de recolección de vacío sin tocar el sitio de la punción directamente.
7. Recoger de 5 a 10 mL de sangre (adultos) o de 1 a 4 mL de sangre (niños) por cada frasco.
8. Transferir la muestra a los frascos de hemocultivo, colocando la sangre primero en el frasco para cultivo ANAEROBIO (sin cambio de aguja). Si la recolección se realiza al vacío, inocule primero el frasco de AEROBIO. Observe el volumen correcto de sangre. Use un conjunto de jeringa y aguja o un dispositivo de recolección de vacío para cada punción/muestra.
9. Lavarse las manos.

Transporte

- Nunca refrigerar el frasco.
- Mantener el frasco a temperatura ambiente y enviarlo lo más rápido posible al laboratorio.

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

1ª 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.

Para búsqueda de *Vibrio cholerae*

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.

HISOPO RECTAL EN CARY-BLAIR

• Introducir el hisopo en el ano y hacer movimientos circulares suaves por algunos segundos;
• Introducir el hisopo en el medio de transporte Cary-Blair y transportar a temperatura ambiente hasta 24h después de la recolecta.

Para búsqueda de enteropatógenos

HISOPO FECAL EN CARY-BLAIR

• La muestra debe recogerse, preferible-mente, al comienzo de la diarrea y antes del tratamiento con antibióticos.
• Recoger el kit de recolección, que contiene un hisopo y medio de transporte, en el laboratorio.
• 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, dando preferencia a las partes mucopurulentas y la sangre, y luego introducir en el medio de Cary-Blair.
• Tapar el medio con el hisopo que contiene el material recogido.
• Llevar el material recogido al laboratorio.
• El material recolectado en el hisopo puede almacenarse a temperatura ambiente hasta por 48 horas y en un refrigerador hasta por 72 horas.
• No recoger las heces directamente de los pañales (recoger directamente del ano con el hisopo del medio de transporte).
• Si las heces son diarreicas, se pueden recolectar directamente del ano.

Legislación Sobre el Transporte de Muestras Biológicas

INTRODUCCIÓN

Para que el laboratorio ofrezca resultados confiables, es necesario que las técnicas se realicen correctamente, que el personal esté debidamente capacitado y que la muestra biológica se haya recolectado y preservado correctamente.

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.

Para fines de transporte, las sustancias infecciosas o contaminan-

tes se definen como materiales biológicos que potencialmente contienen patógenos capaces de causar enfermedades en animales y humanos.
El riesgo biológico en el transporte debe entenderse como el nivel de riesgo de exposición a agentes biológicos durante los procesos de transporte. Este riesgo debe evaluarse por la patogenia, la reversibilidad de la enfermedad, según la disponibilidad de tratamientos, y la atención durante la actividad de transporte, como el embalaje, los compartimentos en los vehículos, la capacitación del personal, etc.
La OMS considera que productos peligrosos son los que presentan riesgos durante el transporte:

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.

¡Atención! Las sustancias biológicas de categoría A se consideran de alta peligrosidad, ya que potencialmente pueden usarse en un ataque terrorista que puede causar destrucción en masa.

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.

ACONDICIONAMIENTO Y ETIQUETADO

El material biológico clasificado en la CATEGORÍA B debe recibir la marca UN 3373.



Nombre oficial para transporte de muestras clasificadas como UN 3373: “sustancia biológica de categoría B”, en español, o “biological substance category” B en inglés. Según

las normas de transporte terrestre, el término “muestras para diagnóstico” todavía es aceptado.
La marca UN 3373 se mostrará en la superficie del embalaje exterior, sobre un fondo de color que contraste y será claramente visible y legible. La marca debe tener la forma de un cuadrado en un ángulo de 45° (en forma de rombo), cada lado debe tener al menos 50 mm de largo; el ancho de la línea debe ser de al menos de 2 mm y las letras y los números deben tener al menos 6 mm de altura.
Para el transporte de sustancias biológicas de categoría B (UN 3373), se deben aplicar las regulaciones actuales con respecto a la Instrucción de Embalaje 650 (Packing Instruction - PI 650).
Los requisitos de la PI 650 se encuentran en los estándares internacionales e internos en Brasil, por las agencias reguladoras de transporte (Anac, ANTT y Antaq).

INSTRUCCIÓN DE EMBALAJE 650 (PI 650)

Disposiciones generales

Las muestras para diagnóstico biológico se envasarán en un embalaje de buena calidad, lo suficientemente resistente para soportar impactos e incidentes que se produzcan durante el transporte regular, incluido el transbordo y el almacenamiento, así como la manipulación manual o mecánica posterior.
El empaque debe estar construido y cerrarse de manera que se evite cualquier pérdida de contenido que pueda ocurrir en condiciones normales de transporte, por vibración o por cambios de temperatura, humedad o presión.

El sistema de embalaje constará de tres componentes:

a. Envase(s) primario(s): Recipientes que entran en contacto directo con material biológico; Se puede fabricar con vidrio, plástico, metal y otros. Ej.: tubos de toma de muestra;
b. Embalaje secundario, capaz de envolver y contener el(los) embalaje(s) primario(s). Puede estar compuesto por una bolsa de plástico, una bolsa de plástico tipo bag, una caja de PVC, metal y otros;
c. Embalaje exterior: contenedores con rigidez adecuada. Pueden ser de cartón, PVC, metal y otros. En el transporte terrestre, uno de los embalajes, secundario o externo, debe ser rígido. Para el transporte aéreo, el embalaje exterior debe ser rígido obligatoriamente.

Los recipientes primarios deben acomodarse en el embalaje secundario de manera tal que, en condiciones normales de transporte, no puedan romperse o perforarse, o que su contenido no pueda tener fugas.
Los embalajes secundarios se asegurarán en embalajes exteriores. Cualquier fuga de contenido del embalaje primario no debe afectar sustancialmente las propiedades protectoras del embalaje externo.
Para el transporte aéreo, los emba-

lajes secundarios se acomodarán en embalajes exteriores rígidos. Dependiendo de la configuración del sistema de embalaje, se pueden usar materiales de amortiguación. Dichos materiales de amortiguación pueden ser cualquier tipo de dispositivo empleado durante el embalaje para garantizar que los paquetes primarios se mantengan firmes y seguros durante el transporte.
Se debe enfatizar que el empaque secundario debe estar hecho de un material adecuado y estar dispuesto de tal manera que se garantice que, en caso de fuga del contenido del empaque primario, no habrá extravasación al empaque exterior y a otros elementos que constituyen el sistema de empaque.
Los tipos de materiales que componen los paquetes, tanto externos como internos (secundarios y primarios), sufren interferencias de agentes como la temperatura, la humedad y la presión. El rendimiento del cartón o materiales similares, por ejemplo, puede verse afectado rápidamente por la humedad; Los plásticos pueden volverse quebradizos a bajas temperaturas; y el rendimiento de otros materiales, como los metales, no se ve afectado ni por la humedad ni por la temperatura.

PARTICULARIDADES EN EL ACOMODAMIENTO DE MUESTRAS LÍQUIDAS

El(los) embalaje(s) primario(s) debe(n) estar bien tapado(s) y no debe(n) contener más de 1 litro, en el caso de transporte aéreo. Esta cantidad excluye hielo, hielo seco o nitrógeno líquido utilizado para mantener las muestras refrigeradas.

El embalaje secundario debe ser hermético.

Si varios recipientes primarios frágiles, como tubos de vidrio, se colocan juntos en un solo paquete secundario, deben protegerse o separarse individualmente para evitar el contacto entre ellos.

Sin embargo, cuando el embalaje primario es lo suficientemente fuerte (tubos de plástico), en situaciones de transporte normales y con las características requeridas de tolerancia a la presión y variación de temperatura, se pueden transportar juntos sin la necesidad de una separación individual.

El material absorbente debe colocarse entre el(los) envase(s) primario(s) y el embalaje secundario. La cantidad de material absorbente debe ser suficiente para absorber todo el contenido del(los) recipiente(s) primario(s), de modo que cualquier fuga de la sustancia líquida no comprometa la integridad del embalaje exterior.

Todo el sistema de embalaje no debe contener más de 4 litros. Esta cantidad excluye hielo, hielo seco o nitrógeno líquido utilizado para mantener las muestras refrigeradas.

Particularidades en el caso de muestras sólidas

Los embalajes primarios deben ser resistentes a la pérdida de material. En el transporte aéreo, el sistema de embalaje no debe exceder el límite de 4 kg, excepto en los casos que contengan partes del cuerpo, órganos o cuerpos completos.

El embalaje secundario debe ser resistente a la pérdida de material. Si varios recipientes primarios frágiles, como tubos de vidrio, se colocan juntos en un solo paquete secundario, deben envolverse individualmente o separarse para evitar el contacto entre ellos. Este requisito no se aplica cuando se utilizan tubos de recolección de plástico de alta resistencia.

Particularidades en el caso de muestras refrigeradas

Muestras refrigeradas o congeladas con hielo, hielo seco y nitrógeno líquido.

Cuando se utiliza hielo seco o nitrógeno líquido para mantener las muestras frescas durante el transporte, existen algunos requisitos establecidos en las normas de transporte para productos peligrosos.

El hielo o el hielo seco deben colocarse fuera del embalaje secundario, en el embalaje exterior o en el sobre embalaje. Deben proporcionarse soportes internos para garantizar que los embalajes secundarios permanezcan en la posición original después de que el hielo o el hielo seco se hayan disipado. Si se utiliza hielo, debe asegurarse de que no se produzcan fugas en la caja exterior o en el sobre embalaje.

Si se usa dióxido de carbono sólido (hielo seco), el embalaje debe diseñarse y fabricarse para permitir que el dióxido de carbono escape, para evitar la acumulación de presión que puede romper los paquetes.

El embalaje primario y el embalaje secundario deben mantener su integridad tanto para la temperatura del refrigerante utilizado como para la temperatura y presión resultantes si se pierde la refrigeración.

Acceda al texto completo del Manual de vigilancia sanitaria sobre transporte de material biológico humano para diagnóstico clínico en:

pncq.org.br → Biblioteca → ANVISA

Apéndices
Apéndices

Apéndice I – Estabilidad de muestras no centrifugadas a temperatura ambiente (20 a 25 °C).

	Muestra			Estabilidad					
Examen	Suero	EDTA	Heparina	Hasta 2h	Hasta 4h	Hasta 6h	Hasta 8h	Hasta 24h	Hasta 48h
17OH progesterona			X						X
Ácido láctico				X					
Ácido úrico	X								X
Albúmina	X								X
Aldosterona		X						X	
ALT	X								X
Amilasa	X								X
Androstenediona			X						X
Apolipoproteína		X							X
AST	X						X		
Bicarbonato	X								X
Bilirrubinas	X								X
Calcio	X								X
Catecolaminas				X					
Cloro	X					X			
Colesterol	X								X
Cortisol	X								X
CK	X								X
CKMB	X							X	
Creatinina	X								X
DHEA-S			X						X
Estradiol	X							X	
Ferritina	X							X	
Hierro	X						X		
Folato	X								X
Fósforo	X								X
Fosfatase alcalina	X								X
FSH			X						X
GGT	X								X
GH		X						X	
Glucagón								X	
Glucosa	X	X		X					
Haptoglobina			X					X	
HDL	X							X	
Homocisteína			X	X		X			
Insulina			X						
LDL	X								X
Leptina								X	
LH		X	X						X
Lipasa	X							X	
Magnesio	X								X
PCR								X	
Péptido C								X	
Potasio	X	X		X					

	Muestra			Estabilidad					
Examen	Suero	EDTA	Heparina	Hasta 2h	Hasta 4h	Hasta 6h	Hasta 8h	Hasta 24h	Hasta 48h
Progesterona			X						X
Prolactina			X						X
PSA	X							X	
Proteína	X								X
PTH		X						X	
Receptor de transferrina			X			X			
Sodio	X								X
T3	X								X
T4	X								X
T4 libre	X							X	
TBG	X							X	
Transferrina	X				X				
Triglicéridos	X								X
Troponina			X			X			
TSH	X							X	
Vitamina B12	X								X
Vitamina D	X							X	

Apéndice 2 – Resumen de los procedimientos de toma para muestras microbiológicas.

Examen	Material	Acomodación	Tiempo de envío al laboratorio	Transporte
Cultivo para aislamiento e identificación de *Corynebacterium diphtheriae*	Exudados de orofaringe, recogidos con hisopo	En medio de transporte PAI a temperatura ambiente	Inmediatamente	En caja térmica, sin hielo
		Si el envío inmediato no es posible, incubar los tubos a una temperatura de 35±2 °C	Máximo de 24 horas	
	Exudados de lesiones de piel, recogidos con hisopo	En medio de transporte PAI, a temperatura ambiente	Inmediatamente	
		Si el envío inmediato no es posible, incubar los tubos a una temperatura de 35±2 °C	Máximo de 24 horas	
Exámenes en fresco	Secreción genital recogida con hisopo alginatado	Acomodar el hisopo en un tubo conteniendo 1,0 mL de solución salina 0,85 %, mantener a temperatura ambiente	Inmediatamente	En caja térmica, sin hielo
	Orina primer chorro, recogido en frasco estéril	Temperatura ambiente		

Examen	Material	Acomodación	Tiempo de envío al laboratorio	Transporte
Cultivo de orina, con conteo de colonias	Orina chorro medio, recogida en frasco estéril	Mantener refrigerado entre 2° e 8 °C	Hasta 2 horas después de la toma	En caja térmica, refrigerada
	Orina primer chorro, recogida en frasco estéril	Temperatura ambiente	Hasta 1 hora después de la toma	En caja térmica, sin hielo
Cultivo de secreción uretral y anal de *N. gonorrhoeae* y gérmenes comunes	Secreción uretral y anal, recogida con hisopo alginatado	Temperatura ambiente Acomodar el hisopo en medio de transporte de Amies con carbón, mantener a temperatura ambiente	Inmediatamente Hasta 8 horas	En caja térmica, sin hielo
Cultivo de secreción Endocervical de *N. gonorrhoeae*	Secreción de endocérvix recogida con hisopo alginatado	Temperatura ambiente Hisopo en medio de transporte de Amies con carbón, mantener a temperatura ambiente	Inmediatamente Hasta 8 horas	En caja térmica, sin hielo
Inmunofluorescencia directa para *Chlamydia trachomatis*	Raspado uretral y endocervical, recogido con hisopo de Dracon o Rayon	Temperatura ambiente	Inmediatamente	En caja térmica, a temperatura ambiente
Espermocultivo	Esperma, recogido en frasco estéril, después de aseo de genitales y manos	Temperatura ambiente	Inmediatamente	En caja térmica, sin hielo
Cultivo de líquido cefalorraquídeo	Líquido cefalorraquídeo recogido por punción	Acomodar en tubo conteniendo Agar chocolate inclinado. Temperatura ambiente. O incubar a 35±2 °C por hasta 3h	Inmediatamente (no refrigerar)	En caja térmica, sin hielo
Hemocultivo	Sangre recogida en frasco con caldo BHI con anticoagulante SPS	Temperatura ambiente Incubar a 35±2 °C	Hasta 30minutos 24 horas	En caja térmica, sin hielo
Cultivo de heces (coprocultivo) para pesquisa de enterobacterias patógenas y *V. cholerae*	Heces "in natura" Hisopo fecal o Hisopo retal	Temperatura ambiente En medio de transporte Cary Blair bajo refrigeración	Hasta 1 hora después de la toma De 48 a 72 horas	En caja térmica, sin hielo En caja térmica, con hielo

Examen	Material	Acomodación	Tiempo de envío al laboratorio	Transporte
Cultivo para *Bordetella pertussis*, (tosferina)	Secreción de nasofaringe, recogida con hisopo alginatado	En medio de transporte Regan-Lowe con antibiótico a temperatura ambiente. Recoger preferencialmente antes del tratamiento antibiótico o máximo hasta el tercer día de antibiótico	Inmediatamente	En caja térmica, sin hielo
		Si el envío inmediato no es posible, incubar los tubos a una temperatura de 35±2 ºC por un período de hasta 24	Hasta 24 horas después de la toma	
Cultivo para Estreptococo beta-hemolítico grupo A de Lancefield	Secreción de orofaringe, recogida con hisopo estéril	Acomodar el hisopo en medio de transporte de Stuart, a temperatura ambiente O en tubo seco estéril con tapa	Hasta 4 horas después de la toma Inmediatamente	En caja térmica, sin hielo
Cultivo de aspirado transtraqueal	Aspirado transtraqueal, recogido en frasco estéril o con caldo BHI	Temperatura ambiente	Hasta 2 horas después de la toma	En caja térmica, sin hielo
Cultivo de lavado broncoalveolar	Lavado broncoalveolar, recogido en frasco estéril o con caldo BHI Cepillado bronquial, recogido en frasco estéril o con caldo BHI	Temperatura ambiente	Hasta 30 minutos, siendo el máximo aceptable de 1-2 horas Inmediatamente	En caja térmica, sin hielo
Cultivo de fluidos orgánicos estériles	Líquido pleural ascítico, biliar, de articulaciones y otros, recogido en frasco estéril o con caldo BHI	Temperatura ambiente	Inmediatamente	En caja térmica, sin hielo
Cultivo de secreción de oído	Secreción de oído medio o externo, recogida con hisopo estéril	Temperatura ambiente O en medio de transporte Stuart, a temperatura ambiente	Hasta 2 horas después de la toma Hasta 12 horas	En caja térmica, sin hielo
Cultivo de punta de catéter	Punta de catéter, acomodado en frasco seco estéril con tapa	Temperatura ambiente	Hasta 12 horas	En caja térmica, sin hielo
	Secreción o raspado de la conjuntiva, recogido con hisopo	En medio de transporte Stuart, a temperatura ambiente		

Orden de la Toma de Muestras

Frascos para hemocultivo	
	Tubos con citrato
	Tubos para suero
	Tubos con heparina
	Tubos con EDTA
	Tubos con fluoruro de sodio

Bibliografía

Bibliografía

CLSI H04-A6 - Procedures and Devices for the Collection of Diagnostic Capillary Blood Specimens; Approved Standard-Sixth Edition, H04A6 E. Dennis J. Ernst, M.T.(ASCP), et al Clinical and Laboratory Standards Institute / 01-Sep-2008.

CLSI H18-A4 - Procedures for the Handling and Processing of Blood Specimens for Common Laboratory Tests; Approved Guideline-Fourth Edition, H18A4E Frederick L. Kiechle, MD, PhD, FCAP, et al. Clinical and Laboratory Standards Institute/ 01-Jan-2010.

CLSI H21-A5 - Collection, Transport, and Processing of Blood Specimens for Testing Plasma-Based Coagulation Assays; Approved Guideline, Fifth Edition, H21-A5 Charles F. Arkin, M.D., and Bruce H. Davis, M.D. Edition: 5th Clinical and Laboratory Standards Institute / 01-Jan-2008.

CLSI H3-A6 - Procedures for the Collection of Diagnostic Blood Specimens by Venipuncture; Approved Standard-Sixth Edition, H3-A6 Clinical and Laboratory Standards Institute / 01-Nov-2007.

CLSI LA04-A5 - Blood Collection on Filter Paper for Newborn Screening Programs; Approved Standard Fifth Edition, LA4-A5 Clinical and Laboratory Standards Institute / 01-Jul-2007.

Garantia da Qualidade no Laboratório Clínico – Programa Nacional de Controle de Qualidade – PNCQ – José Abol Corrêa, 2019.

Manual de Microbiologia Clínica para o Controle de Infecção Relacionada a Assistência à Saúde. Módulo 4: Procedimentos Laboratoriais: da requisição do exame a analise microbiológica e laudo final/Agência Nacional de Vigilância Sanitária – Brasília: Anvisa, 2013.

Manual de procedimentos básicos em microbiologia clínica para o controle de infecção hospitalar: Módulo I/Programa Nacional de Controle de Infecção Hospitalar – Brasília: ANVISA / Ministério da Saúde, 2000.

Manual de Vigilância Sanitária sobre o transporte de material biológico humano para fins de diagnóstico clínico: Agência Nacional de Vigilância Sanitária/ ANVISA, 2015.

RDC/ANVISA Nº 50, de 21 de fevereiro de 2002. Dispõe sobre o Regulamento Técnico para planejamento, programação, elaboração e avaliação de projetos físicos de Estabelecimentos assistenciais de saúde.

RDC/ANVISA N° 978, de 6 de junho de 2025. Dispõe sobre o funcionamento de Serviços que executam as atividades relacionadas aos Exames de Análises Clínicas (EAC).

RDC/ANVISA Nº 222, de 28 de março de 2018. Dispõe sobre o Regulamento

Técnico para o gerenciamento de resíduos de serviços de saúde.

INDICADORES DE DESEMPEÑO

Herramienta obligatoria.
Gratuita en el PNCQ.

La RDC 978:2025 de la Agencia Nacional de Vigilancia Sanitaria (ANVISA) determina que los laboratorios deben monitorear la efectividad de la Gestión de Control de calidad (GCC) a través de Indicadores de Desempeño.

La GCC es uno de los elementos obligatorios del Sistema de Gestión de Calidad.

El PNCQ ofrece a los Laboratorios Participantes la herramienta, Indicadores de Desempeño, alineada a los requisitos regulatorios, de forma gratuita
Con ella, su laboratorio puede:



- ***Monitorear procesos y resultados;***
- ***Cumplir con la legislación vigente;***
- ***Apoyar la mejora continua;***
- ***Reforzar el cumplimiento normativo y la acreditación.***

PNCQ – *Mucho más que solo muestras de control.*

pncq.org.br



PNCQ®

Nuestras Certificaciones:

BPF

55 (21) 3172-7100 / 2569-6867

pncq@pncq.org.br

Rua Dr. Rodrigues de Santana, 68 / Benfica
Rio de Janeiro/RJ - Brasil - CEP: 20910-240

/PNCQoficial

@PNCQoficial

/company/pncq-oficial