

MANUAL DE COLETA EM LABORATÓRIO CLÍNICO

6ª edição

PNCQ®
Programa Nacional
de Controle de Qualidade

Patrocinado pela Sociedade Brasileira de Análises Clínicas

Manual de Coleta em Laboratório Clínico

6ª Edição

Dr. Marcos Kneip Fleury

Mestrado e Doutorado em Genética Humana pela
Universidade Federal do Rio de Janeiro;
Professor Associado de Hematologia da
Faculdade de Farmácia da UFRJ (1992 – 2021);
Coordenador do Laboratório de Análises Clínicas da
Faculdade de Farmácia da UFRJ – LACFAR (2006 – 2019);
Assessor Científico do Programa Nacional de Controle
de Qualidade na área de Hematologia, PNCQ-SBAC;
Coordenador da Comissão Científica de Congressos da SBAC;
Vice-Presidente da SBAC.

PNCQ®
Programa Nacional
de Controle de Qualidade

Patrocinado pela Sociedade Brasileira de Análises Clínicas

Apresentação

Apresentação

O Programa Nacional de Controle de Qualidade publicou em 2014, a primeira edição de seu manual de coleta. Este trabalho teve como objetivo a reunião das principais recomendações de sociedades científicas nacionais e internacionais acerca dos procedimentos que envolvem a coleta e o transporte de amostras biológicas.

A reunião desse volume de informações em uma publicação foi orientada ao profissional do laboratório de análises clínicas que, diariamente, se depara com os diversos aspectos que envolvem a qualidade da amostra.

O Manual de Coleta em Laboratório Clínico mostrou uma grande aceitação na área das Análises Clínicas o que nos motivou à continuidade do trabalho publicando esta revisão.

O PNCQ se empenha na divulgação de informações que atendam às necessidades da rotina laboratorial estimulando a educação continuada, sempre em busca da excelência dos serviços laboratoriais.

Esperamos que este material seja útil aos colegas, boa leitura.



Prof. Marcos Fleury
Assessor Científico do PNCQ

Sumário

I-INTRODUÇÃO.....07
II - INSTALAÇÕES 09
Sala de coleta 10
Atividades.....10
Características do espaço físico..... 10

III - EQUIPAMENTOS E SUPRIMENTOS .....
..........11
Cadeiras de coleta.....12
Móvel auxiliar.....12
Suprimentos.....12

IV - PROCEDIMENTOS DE COLETA.....15

V-MATERIAIS PARA COLETA.....
..... 21
Agulhas para coleta múltipla 22
Escalpe para coleta múltipla 22
Adaptadores para coleta múltipla ....
..... 23
Tubo de coleta de sangue sem aditivos 23
Tubo de coleta de sangue pró-coagulação 24
Tubos com ativador de coagulação (Gel&Clot) 25
Tubos com heparina 26
Tubos com fluoreto de sódio 26
Tubos com EDTA 27
Tubos com citrato 27
Minitubos para coleta simples .....
..... 28
Minitubos para coleta com capilar
..... 28
Tubos ESR citrato de sódio .....
..... 29
Equipamentos de coleta 29
Swab simples 29
Swab com meio de transporte ... 30

VI-INFORMAÇÕES TÉCNICAS.31
Princípio 32
Limitações.....32
Vácuo impreciso – pouco vácuo ou falta de vácuo 32
Vácuo impreciso – muito vácuo ...
..... 33
Refluxo 33
Coleta Lenta 33

VII - CUIDADOS ESPECIAIS 35
Pacientes pediátricos 36
Hematoma 36
Hemólise 36
Intervalos de tempo 36
Testes imuno-hematológicos ... 37
Dispositivos de acesso vascular (DAV) 37

VIII - COLETA DE SANGUE CAPILAR 39
Coleta em crianças 40
Coleta em adultos 40
Punção da pele 40
Procedimentos de coleta 40
Locais de punção 41
Aquecimento do local de punção ...
..... 42

IX - CUIDADOS PRÉ-ANALÍTICOS..... 43
Separação do plasma ou soro .....
..... 44
Fase pré-centrifugação 44
Transporte de amostras 44
Agitação e hemólise 44
Centrifugação 45
Fase pós-centrifugação 45
Critérios básicos para a rejeição de amostras 45

X - COLETA DE AMOSTRAS MICROBIOLÓGICAS 47
Requisitos biológicos 48
Coleta microbiológica 48
Critérios de Rejeição para Amostras Clínicas em meios de transporte 49
Procedimentos de coleta 50
Secreção de orofaringe 50
Secreção de queimadura 50
Secreção de ouvido 50
Secreção ocular 51
Secreção vaginal 51
Secreção endocervical 51
Secreção uretral 52
Secreção anal 52
Swab retal 52
Coleta de hemoculturas 53
Urocultura 56
Coprocultura 57

XI - LEGISLAÇÃO SOBRE TRANSPORTE DE AMOSTRAS BIOLÓGICAS 59
Introdução 60
Classificação de Risco 60
Substância Infecciosa da Categoria A 61
Substância Biológica da Categoria B 61
Acondicionamento, Rotulagem e Etiquetagem 61
Instrução de Embalagem 650 (PI 650) 62
Particularidades no acondicionamento de amostras líquidas 63
Particularidades no caso de amostras sólidas 64
Particularidades no caso de amostras refrigeradas 64

XII-APÊNDICES 65

Apêndice 1 - Estabilidade de amostras não centrifugadas à temperatura ambiente (20 a 25° C) 66

Apêndice 2 - Resumo dos procedimentos de coleta para amostras microbiológicas 67

Apêndice 3 - Ordem de Coleta.... 70

XIII - BIBLIOGRAFIA 71

Introdução

Introdução

A quantidade de erros que podem ocorrer durante a coleta e o processamento de amostras sanguíneas é potencialmente numerosa e as consequências destes erros muito prejudiciais aos pacientes.

Sem a utilização de procedimentos que visem a excelência das práticas laboratoriais é pouco provável que as amostras e os resultados obtidos possam ser comparáveis entre laboratórios diferentes. É necessário que programas de treinamento que abordem as boas práticas laboratoriais sejam implementados para que flebotomistas bem preparados sejam formados.
Há pelo menos três décadas a literatura especializada reconhece a importância dos procedimentos pré-analíticos incluindo a coleta e o manuseio das amostras. Metodologias de análise altamente sofisticadas não são capazes de produzir bons resultados a partir de uma amostra inadequada. A coleta apropriada e o manuseio correto das amostras são de vital importância para prevenir os numerosos erros inerentes a esta fase.

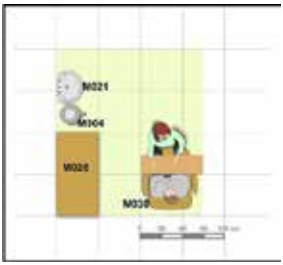
Os erros pré-analíticos podem ter numerosas origens como: identificação incorreta do paciente, ordem dos tubos incorreta durante a coleta, utilização do aditivo inadequado, erros de rotulação, tempo decorrido entre a coleta e a realização do teste e erros burocráticos.

Como não é possível saber a procedência da totalidade de amostras processadas na rotina, é necessário que todas sejam tratadas como potencialmente infectantes. O uso de luvas durante a coleta e o manuseio das amostras é imprescindível para atender às boas práticas de coleta.

Os conjuntos de testes ou testes conjugados como os marcadores de hepatite ou as provas de função hepática ou renal assumiram grande importância no diagnóstico e no acompanhamento de diversas doenças. Mesmo quando os testes são realizados correta e precisamente, muitas variáveis podem interferir nos resultados. O conhecimento destas variáveis e a padronização dos procedimentos laboratoriais são essenciais para a correta interpretação e o melhor aproveitamento do conjunto dos resultados.

Muitas causas dos chamados “erros de laboratório” estão relacionados a fatores não-analíticos como a forma de coleta, manuseio e transporte da amostra. Fatores não-biológicos como erros na identificação do paciente e fatores biológicos como postura do paciente e o tempo decorrido entre a coleta e a realização dos testes também contribuem para o “erro laboratorial” total.

Instalações
Instalações

Layout	Fluxo
	

Fonte – SOMASUS - Sistema de apoio a organização e elaboração de projetos de investimentos em saúde

Sala de coleta

A sala de coleta deve estar localizada em um local limpo, tranquilo e apresentar algum grau de privacidade. No caso de coletas infantis, algum isolamento acústico pode ser considerado. A sala deve conter local apropriado para a lavagem das mãos preferencialmente com água e sabão. Em casos onde a água corrente não esteja disponível, géis antissépticos a base de álcool podem ser utilizados eventualmente.

Atividades

• Receber ou proceder a coleta de material (no próprio laboratório ou descentralizada).

• Fazer a triagem do material.

Características do espaço físico (RDC/ANVISA Nº 50, de 21 de fevereiro de 2002)

• Área mínima - 1,50 m² / Box - 1 para cada 15 coletas/hora. Um dos boxes deve ser destinado à maca e com dimensão para tal.

• Área média - 3,80 m²

• Piso - Liso (sem frestas) resistente ao desgaste, lavável, impermeável de fácil higienização e resistente aos processos de limpeza, descontaminação e desinfecção.

• Paredes - Superfície lisa e uniforme de fácil higienização e resistente aos processos de limpeza, descontaminação e desinfecção.

• Teto - Contínuo, de fácil higienização, sendo proibido o uso de forros removíveis e resistente aos processos de limpeza, descontaminação e desinfecção.

• Porta - Revestida com material lavável. Vão mínimo de 0,80m.

Equipamentos & Suprimentos
Equipamentos & Suprimentos

Cadeiras de coleta

• As cadeiras de coleta devem proporcionar o máximo de conforto e segurança aos pacientes. O conforto ergonômico e acessibilidade do paciente e do flebotomista devem ser considerados.

• A cadeira deve possuir braços de apoio ajustáveis em ambos os lados tanto para facilitar a coleta como para prevenir a queda do paciente em caso de desmaio.

Móvel auxiliar

• O carro ou mesa auxiliar de coleta deve ser de fácil higienização e resistente aos processos de limpeza, descontaminação e desinfecção. É desejável que seja capaz de armazenar os materiais necessários à coleta.

Suprimentos

• Agulhas e scalps de vários calibres devem estar disponíveis para a coleta. Os procedimentos de descarte seguro de agulhas devem ser observados imediatamente após a coleta utilizando-se recipientes apropriados ao descarte de pérfuro-cortantes.

• Tubos de coleta são manufaturados de forma a receber volumes pré-determinados de sangue. Informações acerca dos tipos de tubos e aditivos utilizados para as diversas dosagens devem estar disponíveis nas áreas de coleta.

• Antissépticos – álcool etílico ou isopropílico a 70%; antissépticos a base de iodo de 1 a 10%; antissépticos sem álcool como clorexidina.

• Compressas de gaze (2cm x 2cm) devem estar disponíveis. A gaze é preferível ao algodão pois este último pode deslocar o tampão plaquetário formado no local da punção.

• Recipiente para material pérfuro-cortante, de acordo com as recomendações sanitárias deve estar disponível para descarte de agulhas contaminadas. Estes recipientes devem exibir o símbolo de material contaminado.



RDC/ANVISA Nº 222, de 28 de março de 2018

14 – GRUPO E

14.1 – Os materiais perfurocortantes devem ser descartados separadamente, no local de sua geração, imediatamente após o uso ou necessidade de descarte, em recipientes rígidos, resistentes à punctura, ruptura e vazamento, com tampa, devidamente identificados, atendendo aos parâmetros referenciados na norma NBR 13853/97 da ABNT, sendo expressamente proibido o esvaziamento desses recipientes para o seu reaproveitamento. As agulhas descartáveis devem ser desprezadas juntamente com as seringas, quando descartáveis, sendo proibido reencapá-las ou proceder a sua retirada manualmente

• Dispositivos refrigerados ou recipientes com gelo devem estar disponíveis para amostras que necessitem de resfriamento imediato após a coleta.

• Um manual contendo instruções das necessidades de volume, aditivos, manuseio das amostras e precauções para os diversos testes deve estar disponível no local de coleta.

A RDC/ANVISA Nº 786 de 05/05/23 dispõe sobre os requisitos técnico-sanitários para o funcionamento de laboratórios clínicos e apresenta um conjunto de procedimentos indicados para a fase pré-analítica.

6- PROCESSOS OPERACIONAIS

6.1- Fase pré-analítica

6.1.1- O laboratório clínico e o posto de coleta laboratorial devem disponibilizar ao paciente ou ao responsável, instruções escritas e/ou verbais em linguagem acessível, orientando sobre o preparo e coleta de amostras tendo como objetivo o entendimento do paciente.

6.1.2 - O laboratório clínico e o posto de coleta laboratorial devem solicitar ao paciente documento que comprove a sua identificação para o cadastro.

6.1.2.1- Para pacientes em atendimento de urgência ou submetidos a regime de internação, a comprovação dos dados de identificação também poderá ser obtida no prontuário médico.

6.1.3- Os critérios de aceitação e rejeição de amostras, assim como, a realização de exames em amostras com restrições devem estar definidos em instruções escritas.

6.1.4- O cadastro do paciente deve incluir as seguintes informações:

a) número de registro de identificação do paciente gerado pelo laboratório;

b) nome do paciente;

c) idade, sexo e procedência do paciente;

d) telefone e/ou endereço do paciente, quando aplicável;

e) nome e contato do responsável em caso de menor de idade ou incapacitado;

f) nome do solicitante;

g) data e hora do atendimento;

h) horário da coleta, quando aplicável;

i) exames solicitados e tipo de amostra;

j) quando necessário: informações adicionais, em conformidade com o exame (medicamento em uso, dados do ciclo menstrual, indicação/observação clínica, dentre outros de relevância).

k) data prevista para a entrega do laudo;

l) indicação de urgência, quando aplicável.

6.1.5 - O laboratório clínico e o posto de coleta laboratorial devem fornecer ao paciente ambulatorial ou ao seu responsável, um comprovante de atendimento com: número de registro,

nome do paciente, data de atendimento, data prevista de entrega do laudo, relação de exames solicitados e dados para contato com o laboratório.

6.1.6 - O laboratório clínico e o posto de coleta laboratorial devem dispor de meios que permitam a rastreabilidade da hora do recebimento e/ou coleta da amostra.

6.1.7 - A amostra deve ser identificada no momento da coleta ou da sua entrega quando coletada pelo paciente.

6.1.7.1 - Deve ser identificado o nome do funcionário que efetuou a coleta ou que recebeu a amostra de forma a garantir a rastreabilidade.

6.1.8 - O laboratório clínico e o posto de coleta laboratorial devem dispor de instruções escritas que orientem o recebimento, coleta e identificação de amostra.

6.1.9 - O laboratório clínico e o posto de coleta laboratorial devem possuir instruções escritas para o transporte da amostra de paciente, estabelecendo prazo, condições de temperatura e padrão técnico para garantir a sua integridade e estabilidade.

6.1.10 - A amostra de paciente deve ser transportada e preservada em recipiente isotérmico, quando requerido, higienizável, impermeável, garantindo a sua estabilidade desde a coleta até a realização do exame, identificado com a simbologia de risco biológico, com os dizeres “Espécimes para Diagnóstico” e com o nome do laboratório responsável pelo envio.

6.1.11 - O transporte da amostra de paciente, em áreas comuns a outros serviços ou de circulação de pessoas, deve ser feito em condições conforme o item 5.7.

6.1.12 - Quando da terceirização do transporte da amostra, deve existir contrato formal obedecendo aos critérios estabelecidos neste regulamento.

6.1.13 - Quando da importação ou exportação de “Espécimes para Diagnóstico”, devem ser seguidas a RDC/ANVISA Nº01 de 06 de dezembro de 2002 e a portaria MS Nº 1985, de 25 de outubro de 2002, suas atualizações ou outro instrumento legal que venha substituí-las.

Procedimentos de Coleta

1. Preparar o formulário ou solicitação de coleta – A solicitação deve conter as seguintes informações:

• Nome completo do paciente e data de nascimento / idade.
• Nome do médico solicitante.
• Número de identificação.
• Data e hora da coleta.
• Testes solicitados.

2. Identificar o paciente. Higienizar as mãos.

• O flebotomista deve identificar-se ao paciente.
• Perguntar o nome do paciente conferindo com a solicitação. No caso de crianças ou pacientes inconscientes, perguntar ao acompanhante ou verificar o bracelete de identificação.
• Se o paciente estiver dormindo, deve ser acordado para a coleta. Atentar para movimentos involuntários em pacientes inconscientes ou semi-comatosos. Aconselha-se alguma contenção para a coleta.

3. Verificar a condição de jejum, restrições alimentares, hipersensibilidade ao látex ou ao antisséptico.

• Verificar se o paciente está em jejum e/ou obedeceu às restrições alimentares necessárias aos testes.
• Certifique-se que o paciente entenda suas perguntas.

4. Selecionar os tubos, agulhas e demais materiais necessários à coleta.

• Examinar tubos e agulhas para possíveis defeitos verificando o prazo de validade.
• Selecionar o calibre da agulha para a coleta de acordo com a necessidade.
• Selecionar o sistema de coleta. Tubos a vácuo ou seringa.
• Os sistemas a vácuo são preferíveis pois dispensam a transferência do sangue para os recipientes e garantem a relação aditivo / amostra.

5. Identificar os tubos ou conferir a identificação.

6. Posicionar o paciente corretamente.

• Para segurança do paciente a coleta deve ser realizada com o paciente sentado confortavelmente ou deitado.
• A cadeira de coleta deve conter braços para apoio em ambos os lados para facilitar a coleta e prevenir quedas no caso do paciente perder a consciência.

7. Aplicar o torniquete, pedir ao paciente que feche a mão e examinar o local de coleta para selecionar o local de punção.

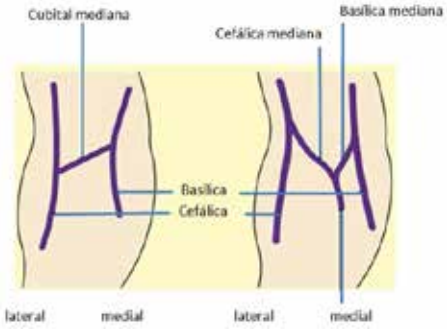
• A aplicação do torniquete não deve ultrapassar a 1 minuto com o risco de provocar estase vascular. Isto pode resultar no aumento dos níveis séricos de todos os analitos ligados a proteínas, hematócrito e outros elementos celulares.
• Evitar áreas queimadas ou feridas.
• Pacientes submetidas à mas-

tectomia não devem ter amostras coletadas no mesmo lado da cirurgia devido a linfo-estase.

• Deve-se evitar a coleta no mesmo braço de qualquer acesso venoso para soro ou medicamentos.

• O local mais indicado para a punção é a fossa antecubital onde os vasos são mais superficiais e apresentam calibre adequado. Quando este sítio não for acessível, é aceitável que se utilize as veias localizadas nas costas das mãos.

• A fossa antecubital apresenta dois formatos anatômicos mais comuns: o formato em H ou formato em M. O formato em H apresenta de modo mais proeminente as veias cefálica, mediana cubital e basílica. O formato em M exibe as veias cefálica, cefálica mediana, basílica mediana e basílica.



• As coletas devem ser preferencialmente realizadas nas veias cubital mediana (formato em H) e mediana (formato em M), pois são vasos superficiais, com pouca mobilidade, menos dolorosos e menos sujeitos a injúrias a nervos no caso de posicionamento inadequado da agulha.

• Se o paciente relatar a sensação de choque elétrico, o procedimento deve ser interrompido imediatamente. No caso de formação de hematomas, a coleta também deve ser interrompida e o local da punção deve ser pressionado vigorosamente por pelo menos 5 minutos.

8. Calçar as luvas.

• As luvas devem ser trocadas a cada coleta.

9. Aplicar o antisséptico no local de punção e deixar secar.

• Utilizar preferencialmente uma compressa de gaze embebida em álcool 70% ou compressas industrializadas.

• Utilizar movimentos circulares do centro para a periferia

• Deixar secar para evitar a hemólise na amostra e a sensação de queimação durante a punção.

• Para coleta de hemocultura a região deve ser higienizada por cerca de 30 segundos abrangendo uma área maior do que em coletas normais. Os antissépticos a base de iodo são os recomendados neste caso.

• Limpar a tampa do vidro de cultura com solução antisséptica. Assegure-se de que a tampa esteja seca antes de introduzir a agulha pra transferir o material.

10. Realizar a punção.

10.1. Coleta com sistemas a vácuo.

• Se possível posicionar o braço do paciente na posição descendente para evitar refluxo do tubo para a veia.

• Atarraxar a agulha ao adaptador de acordo com as instruções do fabricante.

• Segurar o braço com firmeza abaixo do local escolhido para a punção. O polegar pode ser utilizado para puxar a pele firmando a veia escolhida.

• Comunicar ao paciente que a punção está pronta para ser realizada. Esteja atento a qualquer movimento involuntário e/ou perda de consciência.

• Com o bisel voltado para cima puncionar a veia formando um ângulo de 30º entre a agulha e o antebraço do paciente.

• Uma vez que o sangue comece a fluir para o tubo solicitar ao paciente para abrir a mão.

• A recomendação técnica indica que o garrote seja retirado assim que o sangue comece a fluir para o tubo. Entretanto, em algumas situações este procedimento pode interromper o fluxo sanguíneo.

• Permitir que o tubo seja preenchido completamente. Para tubos com aditivos, este procedimento assegura a correta relação entre a amostra e o aditivo.

• Durante a coleta, o tubo deve estar inclinado para que o sangue escorra para o fundo.



• Quando o sangue parar de fluir, desconecte o tubo cheio e insira o próximo tubo. Sempre remova o último tubo antes de retirar a agulha da veia do paciente.

• O profissional deve segurar o tubo durante a coleta. O tubo de borracha que cobre a agulha de coleta múltipla é tracionado quando da inserção do tubo fazendo com que exerça uma reação no sentido de expulsar o tubo. Isso normalmente não acontece pois a rolha do tubo exerce uma pressão que impede que isso aconteça. Em casos raros isso pode acontecer e por isso o profissional deve estar alerta e apoiar sua mão no fundo do tubo durante a coleta para evitar que isso aconteça.

• Os tubos contendo aditivos devem ser homogeneizados imediatamente após a coleta. Inverta o tubo gentilmente por 5 a 10 vezes assegurando-se de realizar movimentos suaves para evitar a hemólise.

• Use o adaptador da agulha de coleta múltipla oferecido pelo fabricante do tubo pois os adaptadores não são universais e, em alguns casos, a tampa do tubo pode pren-

der na lateral interna do adaptador provocando a perda de sangue durante a coleta.

10.2. Coleta com seringa e agulha.

• Certificar-se de que a agulha esteja corretamente conectada a seringa.

• Empurrar o êmbolo para frente e para trás conferindo se o movimento é realizado sem qualquer problema.

• Empurrar o êmbolo para frente até que todo o ar seja expelido da seringa.

• Segurar o braço com firmeza abaixo do local escolhido para a punção. O polegar pode ser utilizado para puxar a pele firmando a veia escolhida.

• Comunicar ao paciente que a punção está pronta para ser realizada.

• Com o bisel voltado para cima puncionar a veia formando um ângulo de 30° entre a agulha e o antebraço do paciente.

• Manter a agulha o mais estável possível, aspirando lentamente a quantidade de sangue necessária.

• Retirar o torniquete assim que o sangue começar a fluir.

• Para transferir o sangue para os tubos de coleta, colocar os tubos em uma estante sobre a bancada. Jamais realize a transferência segurando o tubo com as mãos.

• Puncionar a rolha do tubo permitindo que o tubo seja preenchido sem aplicar nenhuma pressão no êmbolo.

• As rolhas não devem ser removidas para a transferência do sangue para os tubos.

• Homogeneizar os tubos que contenham aditivos.

11. Os tubos devem ser trocados ou preenchidos de acordo com a necessidade obedecendo a ordem de coleta.

1º Frascos para hemocultura
2º Tubos para coagulação (tampa azul)
3º Tubos para soro com ou sem aditivo (tampa vermelha)
4º Tubos com heparina com ou sem gel separador (tampa verde)
5º Tubos com EDTA com ou sem gel separador (tampa lilás)
6º Tubos com fluoreto de sódio (tampa cinza)
*Confira a tabela destacável em anexo ao final do manual.

Nota: Os tubos de vidro ou plástico contendo gel separador podem causar interferência nos testes de coagulação. Tubos sem aditivos devem ser usados antes dos tubos destinados aos testes de coagulação.

Nota: Quando o escalpe for utilizado para a coleta e o tubo de coagulação for o primeiro a ser colhido deve-se usar um tubo sem aditivo como “primer”. A função deste tubo é preencher totalmente o tubo do escalpe garantindo a relação sangue / aditivo no tubo de coleta. Este tubo não precisa ser totalmente preenchido.

Nota: Os testes de tempo de protrombina (TP) e tempo de tromboplastina parcial ativada (TTPa) não tem seus resultados altera-

dos quando realizados no primeiro tubo colhido. Entretanto, para os demais testes de coagulação recomenda-se o uso de amostras colhidas em um segundo tubo.

12. Remover o torniquete.

13. Posicionar a gaze sobre o local de punção.

14. Remover a agulha e proceder ao descarte.

• Descarte a agulha em um recipiente para material perfuro-cortante, de fácil acesso que atenda à legislação sanitária.

• As agulhas não devem ser recapeadas, amassadas, quebradas ou cortadas nem devem ser removidas das seringas a menos que seja utilizado um dispositivo de segurança.

15. Pressionar o local de punção até que o sangramento tenha cessado, aplique uma bandagem adesiva.

• Posicionar a compressa de gaze sobre o local de punção e aplicar pressão suave.
• Não permitir que o paciente dobre o braço.
• O próprio paciente pode manter o local pressionado até que o flebotomista verifique que o sangramento tenha cessado.
• Aplicar bandagem adesiva.
• Recomendar que a bandagem não seja retirada antes de 15 minutos.

16. Anotar a hora da coleta.

17. Observar necessidades especiais de manuseio.

• Algumas dosagens exigem que a amostra seja resfriada imediatamente para que o metabolismo celular seja diminuído ou que seja mantida a 37° C para evitar aglutinação ou mesmo proteger a amostra da luz.
• Exemplos de dosagens que requerem cuidados especiais.

Resfriamento	Temperatura de 37°C	Abrigo da luz
Gastrina	Aglutininas fria	Bilirrubina
Amônia	Crioglobulinas	Vitamina A
Ácido láctico	Criofibrinogênio	Vitamina B6
Catecolaminas		Beta caroteno
Piruvato		Porfirinas
Paratormônio (PTH)		

18. Encaminhar o material devidamente identificado para processamento.

Materiais para coleta

Agulhas para coleta múltipla



Dimensões

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

Características Técnicas

As agulhas são amoladas de forma especial e única para simplificar a penetração no tecido, o trauma é consideravelmente reduzido e o tecido apresenta danos mínimos.
Na sua extremidade distal a agulha é revestida com uma capa de borracha natural que reduz o risco de contaminação protegendo-a após a retirada de um tubo a vácuo para colocação de outro.
As agulhas são siliconizadas na extremidade proximal criando uma camada protetora que assegura uma penetração suave quando a agulha perfura a veia do paciente.

Recomendações

1. Observe a agulha cuidadosamente antes de usar;
2. Não a use se a embalagem estiver danificada, se o rótulo que sela a embalagem estiver rasgado, se houver material desconhecido na ponta da agulha ou se a extremidade distal da agulha estiver sem a capa de borracha;
3. Nunca retire a capa de borracha da extremidade distal da agulha;
4. Nunca toque a ponta da agulha com o dedo;
5. Não use a agulha após o prazo de validade;
6. Não reutilize a agulha, ela é de uso único conforme a indicação da embalagem.

Escalpe para coleta múltipla



Dimensões

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 - preta;
22G x 3/4"x 7"; 0,7 x 19 x 190 mm - preta;
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

As asas de fixação facilitam a manipulação do escalpe e sua introdução na veia do paciente.
A retirada do adaptador permite a adaptação do sistema a um aparelho de infusão venosa.

Recomendações

1. Observe a agulha cuidadosamente antes de usar;
2. Não a use se a embalagem estiver danificada, se o rótulo que sela a embalagem estiver rasgado, se houver material desconhecido na ponta da agulha ou se a extremidade distal da agulha estiver sem a capa de borracha;
3. Nunca retire a capa de borracha da extremidade distal da agulha;
4. Nunca toque a ponta da agulha com o dedo;
5. Não use a agulha após o prazo de validade;
6. Não reutilize a agulha, ela é de uso único conforme a indicação da embalagem.

Adaptadores para coleta múltipla

Apresentação

(1) Adaptador com protetor de segurança – uso único.
(2) Adaptador simples – uso múltiplo.



Características técnicas

O adaptador para agulhas tem o formato cilíndrico; sua extremidade distal é usada para entrada do tubo e a proximal possui em seu centro uma abertura para que a agulha de coleta múltipla seja rosqueada.

O adaptador de agulhas com protetor possui preso à sua extremidade proximal uma peça de plástico flexível em formato de concha e no comprimento da agulha de maior tamanho, com alças internas, que cobrem e prendem a agulha ao final da coleta permitindo o descarte do conjunto com segurança.

Recomendações

1. Verifique sempre se está ocorrendo algum vazamento na rosca do adaptador após ajuste da agulha para não comprometer a eficiência do vácuo.



Tubos de coleta de sangue sem aditivos

Descrição	Dimensões	Volume	Cor da tampa
Tubo sem reagente	13 x 75 mm	1 – 5 mL	Vermelha
	13 x 100 mm	1 – 7 mL	Vermelha
	16 x 100 mm	7 – 10 mL	Vermelha

Características Técnicas

Utilizado para coleta e armazenamento de sangue para testes bioquímicos, imunológicos e sorológicos.
O tratamento das paredes internas dos tubos torna-o recomendado para determinação de elementos (Fe, Co, Zn, Cu, Mn).
O tratamento das paredes internas também inibe a absorção de proteínas e permite o armazenamento para reteste por tempo prolongado.

Recomendações

1. Armazenar em temperatura ambiente, em local de baixa umidade e protegido da luz solar.



Tubos de coleta de sangue pró-coagulação

Descrição	Dimensões	Volume	Cor da tampa
Tubo com ativador	13 x 75 mm	1 – 5 mL	Vermelha
	13 x 100 mm	1 – 7 mL	Vermelha
	16 x 100 mm	7 – 10 mL	Vermelha

Características Técnicas

Com ativador de coagulação.
O ativador estimula a liberação do fator de coagulação pelas plaquetas que deflagra as reações em cascata do processo de coagulação.
Tempo de coagulação de até 10 min na ausência de disfunção plaquetária.
Utilizado para coleta e armazenamento de sangue para testes bioquímicos.
O tamanho das partículas do ativador é estável e elas estão uniformemente distribuídas na superfície interna do tubo.
Evita a separação de fibrina e a ocorrência de hemólise causada pela coagulação desigual e incompleta, prevenindo a presença de partículas na superfície do soro.
Ideal para emergências laboratoriais e hospitalares.

Recomendações

1. Inverter gentilmente os tubos 5 a 8 vezes logo após a coleta sanguínea;
2. Aguardar um tempo mínimo de 10 min para coagulação a temperatura ambiente;
3. Certificar-se que a coagulação tenha sido completa antes de proceder à centrifugação;
4. Efetuar a centrifugação na velocidade de 3.000 rpm por 10 min;
5. Armazenar em temperatura ambiente, em local de baixa umidade e protegido da luz solar.

Tubos com ativador de coagulação (Gel&Clot)



Descrição	Dimensões	Volume	Cor da tampa
Tubo con gel	13 x 75 mm	3,5 mL	Amarela
	13 x 100 mm	5 mL	Amarela
	16 x 100 mm	8,5 mL	Amarela

Características Técnicas

Com ativador de coagulação e gel separador inerte com densidade de 1.040/1.050.
Indicado para armazenamento por tempo prolongado de soro para testes bioquímicos.
Tempo de coagulação de 30 min à temperatura ambiente (25° C).
A característica especial da parede interna do tubo previne a troca de substâncias entre as células sanguíneas e o soro mantendo as características bioquímicas inalteradas por tempo prolongado.
O gel tem peso molecular uniforme e resiste a temperaturas de até 190°C.
A uniformidade de peso molecular do gel evita a migração de substâncias de baixo peso molecular para a superfície do soro e sua consequente contaminação.

Recomendações

1. Inverter gentilmente os tubos 5 a 8 vezes logo após a coleta sanguínea;
2. Aguardar um tempo mínimo de 30 min. para coagulação a temperatura ambiente;
3. Certificar-se que a coagulação tenha sido completa antes de proceder à centrifugação;
4. Efetuar a centrifugação na velocidade de 3.000 rpm por 10 min;
5. Armazenar em temperatura ambiente, em local de baixa umidade e protegido da luz solar.

* Em ambientes em que a temperatura seja inferior a 25°C, principalmente durante o inverno, recomenda-se estender o tempo de coagulação para até 45 min, sempre confirmando que a coagulação tenha se completado.
* Em casos de emergência colocar os tubos em banho-maria a 37°C por 20 a 30 min para acelerar o processo de coagulação.

Tubos com heparina



Características Técnicas

O anticoagulante utilizado é sódio ou lítio heparina em concentrações na faixa de 12,5 a 17,5 UI/mL.
Utilizado para testes bioquímicos e enzimáticos e também para alguns testes de reologia (viscosidade).
A heparina ativa anti-trombinas que bloqueiam a ação da trombina e a sua consequente ativação da reação de formação de fibrina a partir do fibrinogênio.
O tempo de armazenamento do material é de até 6h à temperatura ambiente com garantia na estabilidade de várias enzimas.
Não há influência do anticoagulante na concentração de cálcio e nas atividades enzimáticas desde que seja coletada a quantidade recomendada de sangue.
Recomendações

1. Inverter gentilmente os tubos 5 a 8 vezes logo após a coleta sanguínea;
2. Efetuar a centrifugação na velocidade de 3.000 rpm por 10 min.
3. Armazenar em temperatura ambiente, em local de baixa umidade e protegido da luz solar.

Tubos com fluoreto de sódio



Descrição	Dimensões	Volume	Cor da tampa
Tubo con fluoreto	13 x 75 mm	2 e 4 mL	Cinza

Características Técnicas

O anticoagulante usado é uma mistura de fluoreto de sódio e EDTA em uma mistura de solução e pó.

EDTA é quelante de cálcio e bloqueia a coagulação sanguínea.
Fluoreto de sódio inibe a glicose-desidrogenase e consequentemente bloqueia o metabolismo da glicose.
Utilizado para a análise de açú-

car no sangue, de tolerância a açúcares, de anti-hemoglobina alcalina, de teste de hemólise pela sacarose e para eletroforese de hemoglobina.

Recomendações

1. Inverter gentilmente os tubos 5 a 8 vezes logo após a coleta sanguínea;
2. Efetuar a centrifugação na velocidade de 3.000 rpm por 10min;
3 Armazenar em temperatura ambiente, em local de baixa umidade e protegido da luz solar.

Tubos com EDTA



Descrição	Dimensões	Volume	Cor da tampa
Tubo com EDTA K2	13 x 75 mm	4 mL	Roxa
Tubo com EDTA K3	13 x 75 mm	2 e 4 mL	Roxa

Características Técnicas

Os anticoagulantes são o EDTA K2 (líquido ou pó) ou o EDTA K3 (líquido) na concentração de 2 mg/mL de sangue que não interferem no volume globular ou na forma das células sanguíneas.
Utilizados em hematologia com aplicação em diversos analisadores hematológicos.
Protegem naturalmente as células sanguíneas, principalmente as plaquetas.
Impedem a agregação plaquetária.
Protegem o volume e a forma da célula sanguínea por tempo prolongado.

Recomendações

1. Inverter gentilmente os tubos de 3 a 5 vezes, se fizer uso do EDTA K3, e de 5 a 8 vezes, se usar o EDTA K2, logo após a coleta sanguínea;
2. EDTA K3 é fornecido na forma líquida causando uma leve diluição da amostra;
3. É preferível o uso de EDTA K2 para contagem de células sanguíneas e determinação de seu tamanho;
4. Armazenar em temperatura ambiente, em local de baixa umidade e protegido da luz solar.

Tubos com citrato



Descrição	Dimensões	Volume	Cor da tampa
Tubo com citrato	13 x 75 mm	1,8 mL	Azul
	13 x 100 mm	3,6 mL	Azul

Características Técnicas

O anticoagulante é uma solução tampão estável de citrato de sódio a 3,2% (0,109 mol/l) adicionada em volume que mantêm a relação de 1:9 entre o aditivo e o sangue.
Utilizado para teste dos mecanismos de coagulação sanguínea.
Presença de gás inerte no meio para prevenir a ativação do fator de coagulação pelos gases da atmosfera.
O tratamento da superfície interna do tubo evita a ativação de plaquetas e estabelece condições ideais para os testes de PT (tempo de protrombina) e TTPA (tempo de tromboplastina parcial ativado.

Recomendações

1. Inverter gentilmente os tubos 3 a 5 vezes logo após a coleta sanguínea;
2. Efetuar a centrifugação na velocidade de 3.000 a 3.500 rpm por 15 min;
3. O resultado da centrifugação deve produzir plasma com contagem insignificante de plaquetas;
4. Armazenar em temperatura ambiente, em local de baixa umidade e protegido de luz solar.

Minitubos para coleta simples
Minitubos para coleta com capilar



Descrição	Dimensões	Volume	Cor da tampa
Pró-coagulação	10 x 45 mm	0,2 a 0,5 mL	vermelha
Ativador gel & clot	10 x 45 mm	0,2 a 0,5 mL	amarela
EDTA K2	10 x 45 mm	0,2 a 0,5 mL	roxa
EDTA K3	10 x 45 mm	0,2 a 0,5 mL	roxa
Lítio heparina	10 x 45 mm	0,2 a 0,5 mL	verde
Sódio heparina	10 x 45 m	0,2 a 0,5 mL	verde
Glicose	10 x 45 mm	0,2 a 0,5 mL	cinza

Recomendações

1. A pressão direta sobre o local de perfuração pode causar hemólise e afetar a precisão dos resultados;
2. A coleta de amostras por tempo superior a 2 minutos resulta frequentemente em amostras de baixa qualidade e alta incidência de microcoagulação nos minitubos;
3. As amostras coletadas em minitubos de EDTA para hematologia

devem ser utilizadas em até 4 h;

4. Aguarde pelo menos 30 minutos para usar as amostras coletadas em minitubos de soro;

5. Quantidade insuficiente de amostra causará uma relação incorreta entre o sangue e o aditivo contido no minitubo e consequentemente um resultado errôneo;

6. Nunca agite o minitubo para misturar a amostra e o aditivo.

Tubos ESR citrato de sódio



Descrição	Dimensõe	Volume	Cor da tampa
Tubo com citrato	13 x 75 mm	1,8 mL	Preta
	13 x 100 mm	3,6 mL	Preta

Características Técnicas

O anticoagulante é uma solução tampão estável de citrato de sódio a 3,2% (0,129 mol/l) adicionada em volume que mantêm a relação de 1:4 entre o aditivo e o sangue.

Utilizado principalmente para a realização da velocidade de hemossedimentação.

O tratamento da superfície interna do tubo evita a ativação de plaquetas.

Recomendações

1. Inverter gentilmente os tubos 3 a 5 vezes logo após a coleta sanguínea;

2. Armazenar em temperatura ambiente, em local de baixa umidade e protegido de luz solar.

Equipamentos de coleta

Garrotes



Descrição

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

Swab simples



Características técnicas

Haste plástica com uma das extremidades revestida de material natural ou fibras sintéticas. Embalagem plástica para transporte. Esterilizado por óxido de etileno.

Swab com meio de transporte



Características técnicas

Haste plástica com uma das extremidades revestida de material natural ou fibras sintéticas. Embalagem plástica para transporte com meio de cultura. Esterilizado por meio de irradiação.

Swab com meio de transporte	Amies sem carvão ativado
	Amies com carvão ativado
	Meio de Stuart
	Meio de Cary Blair

Instruções de uso

Abrir o pacote



Proceder à coleta do material



Recolocar o swab na embalagem



Identificar a amostra



Informações Técnicas
Informações Técnicas

Princípio

O vácuo é pré-definido para condições normais de temperatura e pressão, ou seja, para a temperatura de 20°C e pressão atmosférica de 1 atm. Os volumes aceitos para cada tipo de tubo devem ficar na faixa de ± 10%. Por exemplo, para um tubo de 4 ml o volume obtido de sangue deve ficar entre 3,6 ml e 4,4 ml.

Limitações

• A quantidade de sangue obtida varia com a altitude, a temperatura ambiente e o tempo prolongado de armazenamento do tubo.

• Diferenças referentes ao paciente podem ocorrer tais como pressão venosa, viscosidade do sangue e condições do vaso sanguíneo.

• Diferenças referentes ao operador podem ocorrer tais como técnica de coleta e tipo de agulha utilizada.

Vácuo impreciso – pouco vácuo ou falta de vácuo

Após sucessivas tentativas não há fluxo de sangue ou a coleta se interrompe antes que uma quantidade adequada de sangue seja obtida.

Causas

• O paciente está muito nervoso provocando a contração da veia e o bloqueio da ponta da agulha.

Ação: Acalme o paciente. Massageie gentilmente o local da punção venosa ou gire a agulha cuidadosamente.

• O paciente tem um elevado grau de viscosidade sanguínea.

Ação: Escolha fazer a punção venosa com uma agulha de diâmetro superior ou use a veia cardinal.

• Local inapropriado para realização da punção venosa.

Ação: Gire a agulha ligeiramente ou faça uma nova punção venosa.

• Julgamento incorreto da posição final de coleta.

Ação: Refazer a prática de determinação do ponto final de coleta para evitar que se faça a mudança a mudança dos tubos antes do tempo.

• O tamanho da agulha é pequeno prolongando o tempo para mudança dos tubos da sequência de coleta o que pode resultar em coagulação externa.

Ação: Escolha uma agulha com um tamanho superior.

• Penetração mal sucedida do tubo na extremidade distal da agulha ou posição incorreta da cânula da agulha no suporte.

Ação: Verifique a colocação da agulha no suporte e confirme a entrada no tubo na posição vertical.

• O tubo foi danificado por causa externa causando prematura perda de vácuo.

Ação: Utilize um outro tubo para coleta.

• Baixa pressão venosa causando colapso da veia.

Ação: Bata de leve ou belisque a pele para que o fluxo de sangue se normalize.

• Torniquete aplicado muito longe do local da punção ou pouco apertado.

Ação: Ajuste a posição do torniquete para 6 cm acima do local de punção venosa ou aperte o torniquete.

• A temperatura ambiente é bem superior a 20°C o que causa a diminuição do volume de coleta.

Ação: Fazer a coleta em temperaturas ambientes próximas a 20°C.

Vácuo impreciso – muito vácuo

O valor obtido de sangue é superior ao esperado durante a coleta.

Causas

• A posição do corpo do paciente se altera durante a coleta de sangue.

Ação: Instrua o paciente a assumir a posição correta para coleta de acordo com instruções.

• O paciente sente-se nervoso durante a coleta causando elevação da pressão consequente aumento do volume coletado.

Ação: Acalme o paciente antes de fazer a coleta venosa.

• Se a coleta é feita em ambiente com temperatura abaixo de 20°C a retirada de sangue aumenta.

Ação: Fazer a coleta em temperaturas ambientes próximas a 20ºC.

Refluxo
Cuidados Especiais

• Coloque o braço do paciente em posição inclinada de cima para baixo.
• Mantenha a tampa como a posição mais alta do tubo.
• Solte o torniquete assim que o sangue começar a fluir para o interior do tubo.
• Confirme que os aditivos presentes no tubo não estejam tocando a tampa nem a ponta da agulha.

Coleta lenta

Os tubos com menor volume de retirada podem ter um fluxo de sangue mais lento do que tubos de mesmo tamanho com volumes de retirada maiores.
Quanto menor o tamanho da agulha maior a resistência ao fluxo de sangue. Consequentemente o fluxo de sangue, para tubos com mesmo volume de retirada, é menor se usadas forem agulhas de menor tamanho.

Causas

• Uso de agulhas de tamanho pequeno para coleta em pacientes com viscosidade sanguínea elevada.
Ação: Escolha sempre a agulha mais apropriada para coleta de sangue do paciente.
• A veia cardinal não foi escolhida para coleta venosa.
Ação: Ao fazer coleta múltipla a veia cardinal deve ser usada para coleta múltipla.

• Não foi feito o uso do torniquete ou ele foi usado frouxo.
Ação: Use o torniquete mais apertado.

Cuidados Especiais
Cuidados Especiais

Pacientes pediátricos

A coleta de sangue venoso de crianças menores de um ano pode ser muito difícil e potencialmente perigosa. A coleta de grande quantidade de sangue, principalmente em recém-nascidos ou prematuros pode resultar em anemia. A punção de veias profundas em crianças pode causar: parada cardíaca, hemorragia, trombose venosa, espasmo arterial e gangrena de extremidade, infecção etc.

• A coleta venosa de pacientes pediátricos deve obedecer às mesmas recomendações observadas para pacientes adultos.
• A punção deve ser realizada utilizando-se agulhas ou escalpes que proporcionem facilidade ao flebotomista e conforto ao paciente. Agulhas com calibre 22 – 23 são recomendadas.
• Em pacientes internados deve haver um sistema que monitore o volume de sangue colhido diariamente para evitar a anemia.

Hematoma

Para a prevenção da formação de hematomas o flebotomista deve observar alguns cuidados:

• Assegurar-se que a agulha penetrou completamente a veia. A punção superficial pode permitir extravasamento de sangue para o tecido adjacente ao vaso.
• Remover o torniquete antes de retirar a agulha da veia.
• Utilizar as principais veias superficiais.
• Manter o conjunto de coleta (vácuo ou seringa) estável durante a coleta.
• Pressionar o local da punção até que o sangramento tenha cessado.
• Antes de aplicar a bandagem observar se o sangramento cessou.

Hemólise

A hemólise da amostra pode ser evitada com os seguintes procedimentos:
• Após a desinfecção do local da punção, permita que a área seque completamente.
• Jamais colete quando ocorrer a formação de hematoma ou inchaço do local.
• Quando a coleta é realizada com seringa, verificar se a agulha está perfeitamente conectada para evitar a entrada de ar e formação de bolhas.
• Usando seringas, evitar força excessiva quando puxar o êmbolo.
• Homogeneizar os tubos contendo aditivos gentilmente, preferencialmente por inversão.

Intervalos de tempo

Algumas amostras devem ser coletadas em intervalos de tempo determinados obedecendo a períodos de jejum ou a variações circadianas. É fundamental que os intervalos específicos sejam rigorosamente observados. Exemplos:

• Glicose pós-prandial (2 ou 3 horas após alimentação).
• Cortisol.
• Monitoramento terapêutico de anticoagulantes.
• Digoxina e outras drogas.
• Para o monitoramento de drogas terapêuticas o horário da coleta e a dose devem ser anotados com precisão.

Testes imuno-hematológicos

Para testes imuno-hematológicos os tubos com gel separador não devem ser utilizados.

Dispositivos de acesso vascular (DAV)

Os dispositivos utilizados para infusão venosa de medicamentos ou fluidos não devem ser utilizados rotineiramente como acesso a amostras de sangue. Entretanto, se este procedimento for inevitável, deve-se observar a compatibilidade entre o material de coleta e o DAV para evitar vazamentos ou a entrada de ar e a formação de bolhas e consequente hemólise.

• Se o acesso intra-venoso estiver preenchido com heparina ou outro anti-coagulante a linha deve ser limpa (rinsada) antes da obtenção da amostra. O dobro do volume contido no dispositivo deve ser descartado para os testes mais comuns e 5 mL ou 6 vezes o volume do dispositivo para testes de coagulação.

• Preferencialmente deve-se utilizar o braço que não contenha acesso para infusão de fluidos ou hemocomponentes.
• Amostras para testes hematológicos e para determinação de glicemia não devem ser obtidas destes dispositivos.

Coleta de Sangue Capilar

Coleta em crianças

Amostras de sangue obtidas por meio da punção da pele (coleta capilar) são especialmente importantes em pediatria, pois pequenas quantidades de sangue podem ser obtidas com esta técnica. A coleta capilar evita, em crianças submetidas a coletas de sangue frequentes, a anemia por perda, principalmente em recém-nascidos ou prematuros.
A tabela abaixo mostra a relação entre o volume de sangue colhido e a volemia de crianças de diferentes idades.

Idade	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 anos	16,5	1283-1650	0,6-0,8
6 anos	21,9	1643-2190	0,5-0,6
8 anos	27,3	2048-2730	0,4-0,5
10 anos	32,6	2445-3260	0,3-0,4
12 anos	38,3	2873-3830	0,3-0,4

Relação percentual de uma amostra de 10 mL de sangue em relação a volemia de acordo com a idade e o peso.

Coleta em adultos

A coleta capilar pode ser vantajosa também em pacientes adultos. Este tipo de amostra é especialmente aplicável em casos de: pacientes queimados, obesidade, pacientes com tendências trombóticas, pacientes geriátricos ou pacientes nos quais as vias periféricas estejam sendo preservadas para terapia intra-venosa, testes domésticos (ex. glicemia) e utilização da metodologia Point of Care Testing (POCT) = testes rápidos ou remotos.

Nota: Em pacientes desidratados ou extremamente edemaciados pode ser impossível a obtenção de amostras de sangue adequadas por meio de punção capilar.

Punção da pele

O material obtido a partir da punção da pele é uma mistura de proporções indeterminadas de sangue proveniente de vênulas, arteríolas e fluidos intersticiais e intracelulares. A proporção de sangue arterial nas punções capilares é sempre maior que a venosa, pois a pressão arterial nas arteríolas é bem maior que a observada nas vênulas e capilares venosos.

Procedimentos de coleta

- Utilizar os procedimentos rotineiros iniciais de coleta.

• Selecionar o local de punção. Higienizar o local e deixar secar.

• Abrir uma lanceta estéril à vista do paciente verificando possíveis defeitos no equipamento.

• Avisar ao paciente a punção iminente. Puncionar a pele com a lanceta.

• Descartar a lanceta em um recipiente para material pérfuro-cortante.

• Limpar a primeira gota de sangue com uma gaze seca a menos que seja contra-inicado pelo fabricante do teste.

• Coletar a amostra atendendo às recomendações do fabricante do tubo de coleta quanto ao volume. Fechar o contêiner.

• Se o volume obtido for insuficiente, realizar nova punção usando nova lanceta.

• Homogeneizar o material apropriadamente.

• Pressionar o local da coleta até que o sangramento cesse. Aplicar uma bandagem se necessário.

• Anotar sempre o local da coleta na ficha do paciente.

Locais de punção

Crianças

Em crianças menores de 1 ano, as punções na parte lateral ou medial plantar do calcanhar são preferíveis. A área recomendada para a punção deve ser na superfície plantar medial a uma linha reta do meio do hálux (dedo grande do pé) até o calcanhar ou lateral a uma linha reta traçada do intervalo entre o quarto e quinto dedos até o calcanhar. (Figura abaixo)



Algumas regiões anatômicas não devem ser utilizadas para punção em crianças.

• A curvatura posterior do calcanhar.

• A área do arco, pois trata-se de uma região com vários tendões e nervos que podem ser lesados.

• Os dedos de crianças menores de 1 ano, devido à espessura entre a pele e o osso, pois as lancetas utilizadas na rotina poderiam facilmente lesar o osso.

• Áreas inchadas, pois a quantidade de fluido acumulado pode contaminar a amostra de sangue.

• Regiões previamente puncionadas.

• Os lóbulos das orelhas.

Nota: As punções no calcanhar não devem ser mais profundas que 2,0 mm.

Crianças maiores e adultos

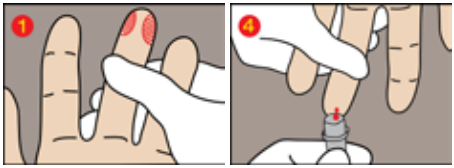
• A punção deve ser realizada

na superfície palmar, do segmento distal dos dedos médio ou anelar (1).

• As regiões laterais e o topo dos dedos devem ser evitados. O tecido da área central é mais espesso facilitando a punção.

• Os polegares, indicadores e mínimos devem ser evitados para punção digital.

• Não se deve utilizar os dedos do mesmo lado de uma mastectomia.



Aquecimento do local de punção

O aquecimento do local da punção pode ser importante para amostras destinadas à determinação do pH e gases sanguíneos e é recomendado para outras dosagens. Amostras colhidas de áreas aquecidas são denominadas arterializadas. Uma toalha úmida ou outro dispositivo pode ser utilizado para aquecer a região a uma temperatura não superior a 42° C por aproximadamente 5 minutos. Este procedimento aumenta o fluxo arterial para o local em até sete vezes e não altera os testes laboratoriais mais rotineiros.

Cuidados Pré-analíticos
Cuidados Pré-analíticos

Separação do plasma ou soro

As amostras de soro ou plasma destinadas aos testes laboratoriais devem ser separadas do contato com as células sanguíneas o mais rapidamente possível a menos que estudos comprovem que este contato prolongado não afete os resultados.
A centrifugação e a separação do soro ou do plasma dentro de duas horas após a coleta é o procedimento recomendado embora muitos analitos mantenham sua estabilidade por períodos de tempo mais longos. (Apêndice 1)

Fase pré-centrifugação

Independentemente do método de coleta utilizado (vácuo ou seringa) todos os tubos contendo aditivos, exceto citrato de sódio, devem ser homogenizados por inversão pelo menos 10 vezes para assegurar a mistura adequada da amostra e do aditivo. Os tubos contendo citrato devem ser invertidos por 3 ou 4 vezes apenas.
As amostras de soro devem estar completamente coaguladas antes da centrifugação. Agitação ou a abertura do tubo durante o processo de coagulação não são recomendados. Temperaturas baixas retardam a formação de coágulo. Quando possível, pode-se utilizar tubos com aditivos que acelerem o processo de coagulação.
As amostras destinadas à dosagem de glicose devem ser coletadas em fluoreto de sódio. Este aditivo antigicolítico pode manter as concentrações de glicose estáveis por 24 horas à temperatura ambiente (25° C) e por 48 horas entre 4 e 8° C.

Transporte de amostras

As amostras devem ser levadas aos setores responsáveis pela execução dos testes em contêineres plásticos adequados a esta finalidade o mais rápido possível. A menos que o resfriamento da amostra esteja recomendado, as amostras devem ser transportadas à temperatura ambiente.
Os tubos devem ser mantidos na posição vertical e tampados. Este procedimento permite a completa formação do coágulo e reduz a agitação do tubo o que, consequentemente, diminui a possibilidade de hemólise.
Os tubos contendo gel separador devem ser sempre mantidos na posição vertical logo após a coleta. Este procedimento impede que a rede de fibrina se forme junto à tampa do tubo.

Agitação e hemólise

O manuseio cuidadoso das amostras contribui para minimizar os danos às hemácias. A hemólise pode causar interferências químicas no teste propriamente dito e interferências óticas em muitos instrumentos que utilizam leitura ótica. A tabela 1 mostra as principais alterações da hemólise em alguns analitos.

Tabela 1 – Efeito da hemólise em testes laboratoriais.

Testes muito afetados	Tipo de alteração	Magnitude da alteração
AST	A	de 22,7 a 220 %
LDH	A	de 22,0 a 222 %
Potássio	A	de 3,2 a 26,2 %
Troponina	D	de 2,5 a 10 %
Testes afetados		
ALT	A	de 9,0 a 55 %
Ferro	A	de 4,2 a 26 %
T4	D	de 6,7 a 42 %
Testes pouco afetados		
Albumina	A/D/SA	de 2,7 a 4,5 %
Fosfatase alcalina	SA/D	de 0,0 a 30,8 %
Cálcio	A	de 0,1 a 6,5 %
Magnésio	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 aminotransferase; LDH = Lactato desidrogenase;
ALT = Alanina aminotransferase; T4 = Tetraiodotironina ou tiroxina;
A = aumentado; D = diminuído; SA = sem alteração.

Centrifugação

Amostras de sangue para obtenção de soro devem estar completamente coaguladas antes da centrifugação. Os tubos devem ser mantidos fechados durante todo o processo e a centrífuga deve estar adequadamente tampada.
O CLSI recomenda que a velocidade de centrifugação deva ser expressa em RCF (Força Centrífuga Relativa) e não em RPM. Para calcular o RCF deve-se usar a seguinte fórmula;

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

RCF = Força Centrífuga Relativa; r = raio (distância do eixo do rotor até a base do tubo); N = velocidade de rotação (RPM).
Os tubos devem ser centrifugados entre 1000 e 3000 g de 5 a 10 minutos. Os tubos de citrato de sódio devem ser centrifugados de modo a produzir um plasma pobre em plaquetas.

Fase pós-centrifugação

As amostras de soro ou plasma devem ser fisicamente separadas das células assim que possível.
O soro ou plasma não deve permanecer à temperatura ambiente por mais de 8 horas. Se os testes não puderem ser realizados dentro deste intervalo de tempo, as amostras devem ser refrigeradas (2 - 8° C).
Se os testes forem realizados após 48 horas da coleta, a amostra deve ser congelada (-20° C). As amostras não devem ser congeladas mais de uma vez sob pena de alterações importantes nos resultados. O descongelamento deve ser realizado à temperatura ambiente sem o uso de aquecimento.

Critérios básicos para a rejeição de amostras.

- Transporte em contêineres inadequados.
- Identificação inadequada ou incorreta.

• Volume de amostra impróprio.
• Tubo de coleta inadequado.
• Presença de hemólise
• Armazenamento e/ou transporte em condições inadequadas.

Coleta de Amostras Microbiologicas

Coleta de Amostras Microbiologicas

Está bastante claro que o transporte de espécimes clínicos para diagnóstico configura-se como uma etapa crítica para o diagnóstico acurado. A preservação das características dos micro-organismoe e/ou dos ácidos nucléicos pode ser seriamente comprometida quando as condições de coleta e transporte estão aquém das recomendações. O transporte destas amostras até o laboratório deve ser realizado obedecendo-se a condições estritas e utilizando-se material de coleta adequado. Os sistemas de transporte de amostras podem ser definidos como swabs secos, swabs com meios de cultura, frascos estéreis e/ou frascos contendo meio de cultura.
Os profissionais encarregados pela coleta devem estar aptos a proceder à coleta e enviar as amostras ao laboratório com a segurança de que o sistema de transporte utilizado seja capaz de manter a viabilidade dos micro-organismoe e/ou preservar os ácidos nucléicos presentes na amostra. Já no laboratório, os técnicos devem ser capazes de recuperar as amostras destes sistemas de transporte com a segurança de que os componentes representativos da amostra foram mantidos durante o transporte.

Requisitos biológicos

O sistema de transporte deve preservar a amostra durante o transporte quando as recomendações de utilização fornecidas pelo fabricante forem rigorosamente obedecidas dentro do prazo de validade estabelecido.
Alguns sistemas de transporte contêm diferentes meios de cultura e/ou substâncias estabilizantes para preservar a viabilidade de micro-organismos mais sensíveis. Qualquer incompatibilidade entre os meios de transporte e a realização dos testes pretendidos deve estar especificada na embalagem do produto.

Coleta microbiológica

O material colhido deve ser representativo do processo infeccioso investigado, devendo ser eleito o melhor sítio da lesão, evitando contaminação com as áreas adjacentes. A coleta e o transporte inadequados podem ocasionar falhas no isolamento do agente etiológico e favorecer o desenvolvimento da flora contaminante. Portanto, procedimentos adequados de coleta devem ser adotados para evitar o isolamento de um “falso” agente etiológico, resultando numa orientação terapêutica inadequada.

- Colher antes da antibioticoterapia, sempre que possível.
- Instruir claramente o paciente sobre o procedimento.
- Observar a antissepsia na coleta de todos os materiais clínicos.
- Colher do local onde o micro-organismo suspeito tenha maior probabilidade de ser isolado.
- Considerar o estágio da doença na escolha do material. Patógenos entéricos, causadores de diarréia, estão presentes em maior quantidade e são mais facilmente isolados durante a fase aguda ou diarréica do processo infeccioso intestinal.
- Quantidade suficiente de material deve ser coletada para permitir

uma completa análise microbiológica.

• O pedido do exame deve conter, além da identificação do paciente, dados como idade, doença de base e indicação do uso de antibióticos.

Tempo crítico para entrega da amostra ao laboratório e meios de transporte

Amostra	Tempo crítico	Temperatura	Meio de Transporte
Anaeróbios	30 minutos	Ambiente	Fragmento ou aspirado em frasco estéril, meio de transporte semi-sólido
Fezes	1 hora	Ambiente	Frasco seco estéril
	12 horas	Ambiente	Meio Cary-Blair [c]
Fragmentos	30 minutos	Ambiente	Frasco estéril
	8 horas	Ambiente	Meio de transporte
Líquido pleural	Imediatamente	Ambiente	Tubo seco estéril
Líquido cefalorraquídeo	Imediatamente	Ambiente	Tubo seco estéril
Material respiratório	30 minutos	Ambiente	Tubo seco estéril
Sangue	1 hora	Ambiente	Passar para caldo nutriente imediatamente após a coleta
Swab[a]	Até 8 horas	Ambiente	Meio semi-sólido (Stuart ou Amies)
Urina	1 hora	Ambiente	Frasco seco estéril
	12 horas	Refrigerada	Frasco seco estéril

a) Evitar Swab transportado em tubo seco estéril, pois o tempo de espera pode levar ao ressecamento excessivo do material e perda da viabilidade de alguns micro-organismos.

b) Para rotinas automatizadas, não incubar o frasco em estufa comum, deixar em temperatura ambiente ate incubação no equipamento.

c) Meio Cary-Blair para transporte de fezes, com pH 8,4, apresenta boa recuperação para Vibrio sp e Campylobacter sp. Se a amostra não for entregue no laboratório em uma hora, conservar em geladeira de 4 a 8° C, por um período de no máximo 12 horas. Marcar a data e horário da coleta.

Critérios de Rejeição para Amostras Clínicas em meios de transporte

• Discrepância entre a identificação da amostra e o pedido médico.

• Falta de identificação da amostra.

• Origem da amostra ou tipo de amostra não identificada.

• Teste a ser realizado não especificado.

• Material conservado inadequadamente com relação à temperatura.

• Presença de vazamentos, frascos quebrados ou sem tampa, com contaminação na superfície externa.

• Mais de uma amostra colhida no mesmo dia e da mesma origem.

• Swab único com múltiplas requisições de testes microbiológicos.
• Swab com material seco.

Amostras não recomendadas para o exame microbiológico por meio de transporte:

Tipo de amostra	Recomendação
Swab de amostra de queimadura	Processar biópsia ou aspirado
Swab de úlcera de decúbito	Processar biópsia ou aspirado
Swab de abscesso perirretal	Processar biópsia ou aspirado
Swab de lesão de gangrena	Processar biópsia ou aspirado
Swab de lesão periodontal	Processar biópsia ou aspirado
Swab de úlcera varicosa	Processar biópsia ou aspirado

Procedimentos de coleta
Secreção de orofaringe

A contaminação com saliva, que contém uma flora bacteriana variada, pode dificultar o isolamento do verdadeiro agente infeccioso. As amostras devem ser cultivadas para recuperação do Streptococcus pyogenes.

• Solicitar ao paciente que abra bem a boca.

• Usando abaixador de língua e swab estéril, fazer esfregaços sobre as amígdalas e faringe posterior, evitando tocar na língua e na mucosa bucal.

• Procurar o material nas áreas com hiperemia, próximas aos pontos de supuração ou remover o pus ou a placa, colhendo o material abaixo da mucosa.

• Coletar a amostra exatamente na área inflamada, evitando outros sítios na cavidade oral.

• Colher dois swabs.

• Enviar imediatamente ao laboratório para evitar o ressecamento do material.

Secreção de queimadura

A superfície da ferida de queimadura geralmente estará colonizada pela microbiota do próprio paciente e/ou pelos micro-organismos do meio ambiente. Quando a colonização de bactérias for grande, pode ocorrer infecção subcutânea, resultando numa bacteremia. A cultura somente da superfície pode levar a erros e é desaconselhável. Portanto, a biópsia de tecido profundo é o procedimento mais indicado. Os micro-organismos não ficam distribuídos somente na ferida queimada. Por isso, recomenda-se coletar amostras de áreas adjacentes da queimadura.

Secreção de ouvido

• Conduto auditivo externo e médio (até a membrana timpânica).

• Remover secreção superficial com um swab umedecido em salina estéril e obter material com outro swab fazendo rotação no canal e em seguida inserir no meio de transporte (Stuart).

• Conduto auditivo interno

a) membrana timpânica rompida: o médico deve proceder como no

item anterior e com espéculo ou cone de otoscópio coletar material com swab e em seguida inserir no meio de transporte. Com outro swab, fazer esfregaço para coloração Gram.

b) membrana íntegra: usar seringa para puncionar a membrana ou sistema apropriado para aspiração e coletor, que deverão ser encaminhados imediatamente ao laboratório para processamento ou introduzir em meio de transporte para conservação e fazer lâmina para bacterioscopia.

Secreção ocular

As culturas deverão ser coletadas antes da aplicação de antibióticos, soluções, colírios ou outros medicamentos.

• Desprezar a secreção purulenta superficial e, com swab, colher o material da parte interna da pálpebra inferior.

• Identificar corretamente a amostra e enviar imediatamente ao laboratório, evitando a excessiva secagem do material.

Secreção vaginal

Para a coleta de secreção vaginal recomenda-se que a paciente não esteja menstruada, evite ducha e cremes vaginais na véspera da coleta, mantenha abstinência sexual de três dias.

• Inserir um espéculo (sem lubrificante; usar água morna) na vagina e retirar o excesso de muco cervical com swab de algodão.

• Em seguida, inserir os swabs indicados, rodar por alguns segundos sobre o fundo do saco, retirar e voltar aos meios indicados.

Swab seco: realizar as lâminas para bacterioscopia da secreção fresca.

Swab do meio de transporte para cultura aeróbia/fungos.

Secreção endocervical

• Inserir um espéculo (sem lubrificante) na vagina e retirar o excesso de muco cervical com swab de algodão.

• Em seguida, inserir os swabs indicados no canal endocervical até a ponta do swab não ser mais visível, rodar por alguns segundos, retirar evitando o contato com a parede vaginal, e voltar aos meios indicados.

Swab seco: realizar as lâminas para bacterioscopia da secreção fresca.

Swab seco: Mycoplasma/Ureaplasma - mergulhar o swab dentro da solução do tubo fornecido e agitar. Remover o swab e identificar o tubo.

Swab do meio de transporte específico para Chlamydia trachomatis - mergulhar o swab dentro da solução do tubo fornecido e agitar vigorosamente.

• Comprimir o swab contra a parede do tubo. Qualquer excesso de muco deve ser retirado da amostra.

• Remover o swab e identificar o tubo.

Cultura para anaeróbicos do trato genital feminino

• 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.

Procedimentos para coleta de amostra do trato genital feminino:

Amostra	Exames realizados	Material necessário
Secreção vaginal	Bacterioscopia	Swab seco para duas lâminas
	Cultura para fungo/aeróbio	Swab com meio de transporte
Secreção endocervical	Bacterioscopia	Swab seco para duas lâminas
	Cultura para micoplasma e ureaplasma	Meio de transporte específico
	PCR para *Chlamydia*	Meio de transporte específico
	PCR para VPH	Meio de transporte específico

Secreção uretral

A rapidez na entrega da amostra ao laboratório depende o sucesso da cultura. A Neisseria gonorrhoae é uma bactéria muito sensível e pode morrer rapidamente se não for semeada imediatamente após a coleta.

• Desprezar as primeiras gotas da secreção.
• Coletar a secreção purulenta, de preferência pela manhã, antes da primeira micção ou há pelo menos duas horas ou mais sem ter urinado.
• Coletar com alça bacteriológica descartável ou swab estéril fino.
• Colocar a amostra em meio de transporte e realizar as lâminas para bacterioscopia da secreção fresca.
• Encaminhar imediatamente para o laboratório.
• Em pacientes assintomáticos, deve-se coletar a amostra através de massagem prostática ou com pequeno swab inserido alguns centímetros na uretra.

Secreção anal

• Inserir o swab cerca de 1 cm do canal anal e fazer movimentos de lado a lado para coletar material das criptas anais.
• Colocar a amostra em meio de transporte e enviar o swab imediatamente ao laboratório.

Swab retal

• Usar swab de algodão, certificando-se de que a ponta da haste que suporta o algodão está bem revestida.
• Umedecer o swab em salina estéril (não usar gel lubrificante) e inserir no esfíncter retal, fazen-

do movimentos rotatórios.

• Ao retirar, certifique-se que existe coloração fecal no algodão. O número de swabs depende das investigações solicitadas.

• Identificar a amostra e enviar ao laboratório no intervalo de 30 minutos ou utilizar o meio de transporte fornecido.

Coleta de hemoculturas

• Para diagnóstico de infecção sistêmica a coleta de hemocultura deve ser realizada preferencialmente por punção venosa periférica.

• A técnica de coleta de sangue através de cateteres deve ser utilizada somente para o diagnóstico de infecções relacionadas ao dispositivo e deverá sempre ser acompanhada de uma amostra de sangue periférico.

• Os métodos automatizados costumam revelar as amostras positivas em 70 a 80% dos casos nas primeiras 48 horas.

• Punções arteriais não trazem benefícios na recuperação dos micro-organismos.

• Não se recomenda a troca de agulhas entre a coleta e a distribuição do sangue nos frascos específicos.

Fatores que influenciam diretamente os resultados de hemoculturas:

1. Volume de sangue coletado por frasco:

O volume ideal de sangue corresponde a 10% do volume do meio de cultura contido no frasco. Quanto maior o volume de sangue inoculado no meio de cultura, melhor a recuperação de micro-organismos. Entretanto, o excesso de sangue pode inibir o crescimento de micro-organismos. Assim, frascos que possibilitem uma coleta de até 10 mL são os mais indicados.

Coletar o máximo volume permitido para cada frasco (cada mL a mais representa cerca de 3% de chance de isolamento do agente etiológico).

Para crianças, o volume ótimo de sangue ainda não está bem definido, mas dados da literatura demonstram que há uma relação direta entre o volume de sangue obtido e a detecção de infecção, indicando que amostras de sangue com volume maior ou igual a 1 mL detectaram mais bacteremia que amostras com volumes inferiores a 1 mL.

Volume de sangue sugerido para hemoculturas de lactentes e crianças

Peso (kg)	Volemia (mL)	Volume de sangue por amostra (mL)		Volume de sangue (mL)	% de Volemia
		Amostra 1	Amostra 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
Recomenda-se o SPS (Polianetolsulfonato sódico). A heparina pode apresentar efeito tóxico sobre alguns micro-organismos mais sensíveis.

3. Temperatura de conservação
Os frascos de hemocultura devem ser utilizados em temperatura ambiente e mantidos até o momento da incubação, não refrigerar.

4. Coleta asséptica
A execução de técnica adequada de antissepsia reduz os riscos de contaminação e facilita a interpretação dos resultados.

5. Momento da coleta
Colher antes da administração de antibióticos.
Caso haja terapia antimicrobiana em curso, proceder à coleta no momento anterior à administração do medicamento.
O pico febril é o momento de maior destruição microbiana, podendo dificultar a recuperação de organismos viáveis, assim, dar preferência à coleta logo que detectado início de episódio febril.

Ao coletar amostras pareadas para hemocultura do cateter e de veia periférica, coletar em momentos próximos e volumes iguais, para diferenciar a infecção da corrente sanguínea relacionada ao cateter da infecção da corrente sanguínea relacionada a outros focos de infecção.

6. Número de amostras e local
Recomenda-se pelo menos duas e não mais que quatro amostras de sangue para hemocultura com o objetivo de aumentar a positividade e facilitar a interpretação dos resultados. Cada amostra compreende um par de frascos por punção venosa, sendo 20mL o volume ideal para adultos, por punção.
Mais de 4 amostras (exceto nos casos de endocardite) não acrescentam sensibilidade e podem contribuir para o desenvolvimento de anemia pelo paciente e gasto desnecessário de insumos.
Em caso de sepsis, febre a esclarecer, pneumonia, meningite, ou em paciente neutropênico: coletar em seguida 2 até 3 amostras, em dois ou três locais diferentes, antes do inicio da antibioticoterapia.
Em pacientes com cateter de longa permanência, coletar uma amostra de cada via do cateter (discriminando nos frascos de hemocultura de qual via foi colhido), concomitantemente com uma amostra de veia periférica.

Paciente neutropênico com febre a esclarecer: coletar duas amostras periféricas de locais diferentes. Se estiver com qualquer tipo de cateter é aconselhável coletar uma terceira amostra pelo cateter ou no mínimo uma amostra periférica e outra de cada via de cateter.

Endocardite: coletar 2 a 3 amostras de locais diferentes. Se negativas após 24 a 48 horas de incubação, coletar pelo menos mais duas amostras.

Coletar as amostras de hemocultura preferencialmente de membros superiores.

Em caso de coleta em outro local, reforçar a antissepsia.

Não se recomenda a coleta de uma única amostra de hemocultura devido à dificuldade na interpretação de contaminantes.

A sensibilidade da coleta por cateter venoso quando comparada com a periférica é de 75 a 95%, mas a especificidade é mais baixa, entre 65 a 75%. Em compensação, o valor preditivo negativo é alto (> 90%), podendo ser útil para afastar o diagnóstico de infecção relacionada a cateter vascular.

Recomenda-se que, preferencialmente, as hemoculturas de rotina incluam frascos pareados de hemocultura aeróbia e anaeróbia para cada amostra ou punção, pois a coleta do par incluindo o frasco anaeróbio leva ao aumento do isolamento de Staphylococcus spp., Enterobacteriaceae, alguns Streptococcus spp. e Enterococcus spp., anaeróbios estritos e facultativos, além de garantir volume de sangue mais adequado de amostra por punção para melhor recuperação dos patógenos.

Grande parte dos meios comerciais disponíveis é capaz de detectar o crescimento de leveduras no frasco aeróbio.

Quando a amostra obtida possuir volume total inferior ao preconizado por frasco, o maior volume de sangue deve ser inoculado no frasco aeróbio para que não haja perda na detecção de bacteremias causadas por Pseudomonas aeruginosa, Stenotrophomonas maltophilia ou leveduras, que são aeróbios estritos. O menor volume restante deve ser inoculado no frasco anaeróbio.

Técnica para coleta

A antissepsia adequada da pele é o fator que determina a probabilidade de uma hemocultura positiva ser considerada contaminação ou infecção. Os dados disponíveis até o momento mostram que a antissepsia pode ser realizada com álcool 70%. Roteiro para coleta:

1. Lavar as mãos com água e sabão.
2. Preparar o material, identificar o frasco, anotando o nome do paciente, leito, data, hora e local de coleta (sítio anatômico), imediatamente ao procedimento.

3. Limpar a tampa de borracha com algodão embebido em álcool 70%. Manter o algodão sobre o frasco até o momento da punção.

4. Escolher o melhor local de punção escolhendo a veia mais calibrosa e menos móvel. Soltar o garrote.

5. Fazer a antissepsia friccionando a pele em círculos a partir do ponto a ser puncionado. Secar. Em seguida, aplicar novamente o antisséptico utilizando novo algodão ou gaze. Esperar cerca de 30 segundos para secar, repetir o procedimento por mais uma vez e aguardar secar.

6. Colocar novamente o garrote e puncionar a veia com agulha e seringa ou dispositivo para coleta a vácuo, sem tocar diretamente no local de punção.

7. Coletar de 5 a 10mL de sangue (adultos) ou de 1 a 4mL de sangue (crianças) para cada frasco.

8. Transferir a amostra para os frascos de hemocultura, colocando primeiramente o sangue no frasco para cultura de ANAERÓBIOS (sem troca de agulhas). Se a coleta for realizada a vácuo, inocular primeiro o frasco AERÓBIO. Observar o volume correto de sangue. Utilizar um conjunto de seringa - agulha ou dispositivo próprio de coleta a vácuo para cada punção/amostra.

9. Lavar as mãos.

Transporte

• Nunca refrigerar o frasco.

• Manter o frasco em temperatura ambiente e encaminhar o mais rápido possível para o laboratório.

Urocultura

A coleta deve ser feita pela manhã, preferencialmente da primeira micção do dia, ou então após retenção vesical de duas a três horas. Pacientes com urgência urinária podem ser dispensados dessa retenção, anotando-se o fato na requisição.

Coleta de urina de mulheres

Para melhores resultados, a coleta de amostras das mulheres deve ser supervisionada e realizada por profissionais treinados. No caso de objeção por parte da paciente, orientar clara e objetivamente todos os passos do procedimento e alertar quanto às consequências de uma coleta mal realizada.

• Não estar fazendo uso de antibiótico, pelo menos há 8 dias.

• Coletar, de preferência a 1ª urina da manhã, ou então após retenção vesical de 2 a 3h.

• Para adultos do sexo masculino: realizar antissepsia rigorosa da genitália com água limpa e sabão neutro.

• Desprezar o 1º jato da urina. Colher o jato médio em frasco fornecido pelo laboratório (um pouco mais da metade do frasco). Evite encher o frasco.

• Para adultos do sexo feminino: separar as pernas tanto quanto possível.

• Afastar os grandes lábios com uma das mãos e continuar assim enquanto fizer a higiene e coleta do material.

• Usar uma gaze embebida em sabão neutro, lavar de frente para trás e certificar-se que está limpando por entre as dobras da pele, o melhor possível.

• Continuar afastando os grandes lábios para urinar. O primeiro jato deve ser desprezado no vaso. Colher o jato médio em frasco fornecido pelo laboratório (um pouco mais da metade do frasco). Evite encher o frasco.

• Levar o material colhido ao laboratório;

• A amostra pode ser transportada em temperatura ambiente em até 1h e sob refrigeração em até 12h;

Coleta de urina para crianças que não têm controle da micção

No caso das crianças, fazer uso de saco coletor, masculino ou feminino. Deve-se fazer higienização previa do períneo, coxas e nádegas com água e sabão neutro. Caso não haja micção, o saco coletor deve ser trocado a cada 30 minutos, repetindo-se a higienização da área perineal e genital.

Coprocultura

Devem ser coletadas no início ou fase aguda da doença, quando os patógenos estão usualmente presentes em maior número e, preferencialmente, antes da antibioticoterapia.

• Coletar as fezes e colocar em um frasco contendo o meio para transporte (Cary-Blair ou salina glicerinada tamponada), fornecido pelo laboratório, em quantidade equivalente a uma colher de sobremesa. Preferir sempre as porções mucosas e sanguinolentas.

• Fechar bem o frasco e agitar o material.

• Se a amostra não for entregue no laboratório em uma hora, conservar em geladeira a 4°C, no máximo por um período de 12 horas. Marcar o horário da coleta.

Para pesquisa de Vibrio cholerae

SWAB FECAL EM CARY-BLAIR

• Coletar 1 a 2g de fezes em frasco limpo, seco, de boca larga, fornecido pelo laboratório.

• Mergulhar o swab no frasco contendo as fezes.

• Introduzir o swab no meio de transporte Cary-Blair e transportar em temperatura ambiente entre 24 e 72 horas após a coleta.

SWAB RETAL EM CARY-BLAIR

• Introduzir o swab no ânus e fazer movimentos rotativos suaves por alguns segundos;

• Introduzir o swab no meio de transporte Cary-Blair e transportar em temperatura ambiente em até 24h após a coleta.

Para pesquisa de enteropatógenos

SWAB FECAL EM CARY-BLAIR

• A amostra deve ser coletada de preferência no início do quadro diarréico e antes da antibioticoterapia.
• Pegar o kit para coleta contendo swab e meio de transporte no laboratório.
• Coletar 1 a 2 g de fezes em frasco limpo, seco, de boca larga, fornecido pelo laboratório.
• Mergulhar o swab no frasco contendo as fezes, dando preferência às partes mucopurulentas e com sangue e a seguir introduzir no meio de Cary-Blair.
• Tampar o meio com o swab contendo o material colhido;
• Levar o material colhido ao laboratório;
• O material colhido em swab pode ser conservado em temperatura ambiente por até 48h e em geladeira por até 72 horas.
• Não coletar fezes diretamente de fraldas (coletar diretamente do ânus com swab do meio de transporte).
• Se as fezes forem diarreicas, podem ser coletadas diretamente do ânus.

Legislação Sobre Transporte de Amostras Biológicas

INTRODUÇÃO

Para que o laboratório possa oferecer resultados confiáveis, é necessário que as técnicas sejam executadas de forma correta, o pessoal devidamente treinado e que a amostra biológica tenha sido corretamente colhida e devidamente conservada.

Entende-se como amostra biológica adequada aquela obtida em quantidade suficiente, em recipiente adequado, bem identificada e transportada de forma a manter a integridade do material a ser pesquisado.

O cumprimento dos requisitos estabelecidos pelas normas visa reduzir a possibilidade de contaminação das amostras por agentes do meio ambiente ou de outras amostras e evitar a contaminação da embalagem ou de seus transportadores causada pela exposição a microrganismos infectantes que podem escapar das embalagens devido à quebra, vazamento ou acondicionamento inadequado, além de garantir a integridade e a estabilidade do material biológico transportado.

As recomendações aqui contidas estão baseadas nos requisitos da Resolução da Diretoria Colegiada (RDC) 20/2014 da Agência Nacional de Vigilância Sanitária (Anvisa).

Esta Resolução regula as atividades de transporte de amostras clínicas entre o remetente (em geral laboratórios clínicos) e outro serviço de saúde utilizando estrutura de transporte própria ou contratada.

CLASSIFICAÇÃO DE RISCO

Segundo a OMS, a avaliação de risco biológico para o transporte deve estar baseada nos seguintes princípios:

Na redução do risco de transmissão de agentes infecciosos, por meio da utilização de barreiras protetoras

No uso de barreiras individuais e coletivas (Equipamento de Proteção Individual - EPI e Equipamento de Proteção Coletiva - EPC) para a proteção do profissional e para proteger os pacientes, os materiais e o ambiente.

Na capacidade infectante de vírus (hepatite B (HBV), Imunodeficiência (HIV) e hepatite C (HCV)), através de injeção mecânica de material infectado, de contato com feridas, cortes, queimaduras, por via sexual e outras.

Na exposição dos indivíduos a esses patógenos no caso de acidentes, durante os procedimentos de limpeza ou de acondicionamento do material biológico, em que o profissional está diretamente exposto aos perigos envolvidos. O transporte de material biológico devidamente acondicionado (embalado) pode ser considerado uma atividade segura.

No fato de que quanto maior a concentração do agente infeccioso maior a chance de infecções, sem levar em conta os mecanismos de defesa dos indivíduos.

Para fins de transporte, substân-

cias infecciosas ou infectantes são definidas como os materiais biológicos que potencialmente contenham agentes patógenos papazes de causar enfermidades nos animais e nos seres humanos.
Risco biológico em transporte deve ser entendido como o nível de risco frente à exposição a agentes biológicos durante os processos de transporte. Esse risco deve ser avaliado pela patogenia, pela reversibilidade da doença em função da disponibilidade de tratamentos e pelos cuidados durante a atividade de transporte, como embalagem, compartimentos nos veículos, treinamento de pessoal etc.
A OMS considera que produtos perigosos são aqueles que apresentam riscos durante o transporte:

SUBSTÂNCIA INFECCIOSA DA CATEGORIA A

É uma substância infecciosa (material biológico infeccioso) que, ao se transportar exista o risco de uma infecção que resulte em incapacidade permanente, perigo de vida para seres humanos ou animais.

Atenção! Substâncias biológicas da categoria A são considerados artigos perigosos de alta consequência que, potencialmente, podem ser utilizados em um incidente terrorista podendo causar ou destruição em massa.

SUBSTÂNCIA BIOLÓGICA DA CATEGORIA B

Na categoria B estão incluídas as amostras para diagnóstico clínico que se sabe ou se suspeita que contenham agentes infecciosos, como amostras de pacientes com suspeita de infecção ou amostras conhecidamente positivas / reativas.
A grande maioria das amostras biológicas transportadas nos serviços laboratoriais de diagnóstico de pacientes pode ser classificada como categoria B, com exceção das amostras de sangue secas em papel absorvente e outras situações em que um profissional de saúde habilitado assegure que as amostras a serem transportadas tenham a mínima probabilidade de risco de causar infecção durante o processo de transporte, caso ocorra contato com o material.

ACONDICIONAMENTO, ROTULAGEM E ETIQUETAGEM

O material biológico classificado na CATEGORIA B deve receber a marcação UN 3373.



Designação oficial de transporte para amostras classificadas como UN 3373: “substância biológica da categoria B”, em português, ou bio-

logical substance category B, em inglês. Pelas normas de transporte terrestre, ainda é aceita a denominação “espécimes para diagnóstico” (diagnostic specimens).
A marca UN 3373 deve ser exibida na superfície da embalagem externa, sobre um fundo de cor contrastante, e deve ser claramente visível e legível. A marca deve estar sob a forma de um quadrado fixado a um ângulo de 45° (em forma de losango), tendo cada um dos lados pelo menos 50 mm de comprimento; a largura da linha deve ser de pelo menos 2 mm e as letras e números devem ter pelo menos 6 mm de altura.
Para o transporte de substância biológica da categoria B (UN 3373), devem ser aplicadas as disposições normativas vigentes referentes à Instrução de Embalagem 650 (Packing Instruction – PI 650).
Os requisitos da PI 650 são encontrados nas normas internacionais e internalizados no Brasil pelas agências reguladoras de transporte (Anac, ANTT e Antaq).

INSTRUÇÃO DE EMBALAGEM 650 (PI 650)

Provisões gerais

Amostras biológicas para diagnóstico devem ser acondicionadas em embalagens de boa qualidade, suficientemente resistentes para suportar os impactos e os ocorrências normalmente enfrentadas durante o transporte, incluindo transbordo e armazenamento, bem como a subsequente movimentação manual ou mecânica.

As embalagens devem ser construídas e fechadas de modo a evitar qualquer perda de conteúdo que possa ser causada em condições normais de transporte, por ação de vibração, ou por mudanças de temperatura, umidade ou pressão.

O sistema de embalagens deve ser constituído por três componentes:

Embalagem(ns) primária(s): recipientes que entram em contato direto com o material biológico; podem ser fabricados com vidro, plástico, metal e outros. Ex.: tubos de coleta;
Embalagem secundária, com capacidade para envolver e conter a(s) embalagem(ns) primária(s). Pode ser constituída por saco plástico, saco plástico tipo bag, caixa de PVC, metal e outros;
Embalagem externa: recipientes com rigidez adequada. Pode ser constituída por papelão, PVC, metal e outros. No transporte terrestre, uma das embalagens – secundária ou externa – deve ser rígida. Já para o transporte aéreo, a embalagem externa deve ser obrigatoriamente rígida.

Os recipientes primários devem ser acondicionados em embalagens secundárias de modo que, sob condições normais de transporte, não possam romper ou ser perfurados, nem que seu conteúdo possa vazar.
As embalagens secundárias devem estar seguras em embalagens externas. Qualquer vazamento do conteúdo das embalagens primárias não deve prejudicar substancialmente as propriedades protetoras da embalagem externa.

Para o transporte aéreo, as embalagens secundárias devem ser acondicionadas em embalagens externas rígidas. Dependendo da configuração do sistema de embalagens, podem ser utilizados materiais de amortecimento. Esses materiais de amortecimento podem ser quaisquer tipos de dispositivos empregados durante o acondicionamento que garantam que as embalagens primárias estarão firmes e seguras para suportar a movimentação durante o transporte.
Ressalta-se que a embalagem secundária deve ser constituída de material apropriado e disposta de forma a garantir que, em caso de vazamento do conteúdo da embalagem primária, não haverá extravasamento para a embalagem externa e outros elementos que constituem o sistema de acondicionamento.
Os tipos de materiais que compõem as embalagens, tanto externa quando internas (secundária e primária), sofrem interferência de agentes como temperatura, umidade e pressão. O desempenho do papelão ou materiais similares, por exemplo, pode ser rapidamente afetado pela umidade; plásticos podem se tornar quebradiços a baixas temperaturas; e o desempenho de outros materiais, como metais, não é afetado nem pela umidade e nem pela temperatura.

PARTICULARIDADES NO ACONDICIONAMENTO DE AMOSTRAS LÍQUIDAS

A(s) embalagem(ns) primária(s) deve(m) ser estanque(s) e não deve(m) conter mais de 1 litro, no caso de transporte aéreo. Esta quantidade exclui o gelo, o gelo seco ou o nitrogênio líquido utilizado para manter as amostras resfriadas.

A embalagem secundária deve ser estanque.

Se vários recipientes primários frágeis, como tubos de vidro, forem colocados juntos em uma única embalagem secundária, eles devem ser individualmente protegidos ou separados para evitar contato entre eles.

Quando as embalagens primárias forem suficientemente resistentes (tubos de plástico), porém, em situações normais de transporte e com as características necessárias de tolerância à pressão e à variação de temperatura, as mesmas poderão ser transportadas juntas, sem a necessidade de separação individual.

O material absorvente deve ser colocado entre o(s) recipiente(s) primário(s) e a embalagem secundária. A quantidade do material absorvente deve ser suficiente para absorver todo o conteúdo do(s) recipiente(s) primário(s), de modo que qualquer vazamento da substância líquida não comprometa a integridade da embalagem externa.

Todo o sistema de embalagem não deve conter mais de 4 litros. Essa quantidade exclui o gelo, o gelo seco ou o nitrogênio líquido utilizado para manter as amostras resfriadas.

Particularidades no caso de amostras sólidas

A(s) embalagem(ns) primária(s) deve(m) ser resistente(s) à perda de material. No transporte aéreo, o sistema de embalagem não deve exceder o limite de 4 kg, salvo casos contendo partes do corpo, órgãos ou corpos inteiros.

A embalagem secundária deve ser resistente à perda de material. Se vários recipientes primários frágeis, como tubos de vidro, forem colocados juntos em uma única embalagem secundária, eles devem ser individualmente embrulhados ou separados para evitar contato entre eles. Este requisito não se aplica quando forem utilizados tubos de coleta de plástico resistente.

Particularidades no caso de amostras refrigeradas

Amostras refrigeradas ou congeladas com uso de gelo, gelo seco e nitrogênio líquido

Quando for usado gelo seco ou nitrogênio líquido para manter amostras resfriadas, há alguns requisitos para este tipo de transporte estabelecidos nas normas de transporte para produtos perigosos.

O gelo ou gelo seco deve ser colocado fora da embalagem secundária, na embalagem externa ou na sobre embalagem. Devem ser fornecidos suportes interiores para garantir que as embalagens secundárias se mantenham na posição original após o gelo seco ou gelo se dissipar. Se for utilizado gelo, deve-se garantir que não ocorrerão vazamentos na embalagem externa ou na sobre embalagem.

Se for usado dióxido de carbono sólido (gelo seco), a embalagem deve ser projetada e construída para permitir a saída do gás de dióxido de carbono, a fim de evitar um acúmulo de pressão que possa romper as embalagens.

A embalagem primária e a embalagem secundária devem manter a sua integridade tanto para a temperatura do refrigerante utilizado como para a temperatura e a pressão resultantes caso se perca a refrigeração.

Acesse a íntegra do Manual de vigilância sanitária sobre o transporte de material biológico humano para fins de diagnóstico clínico em:

pncq.org.br → Biblioteca → ANVISA

Apêndices
Apêndices

Apêndice 1 – Estabilidade de amostras não centrifugadas à temperatura ambiente (20 a 25°C).

	Amostra			Estabilidade					
Teste	Soro	EDTA	Heparina	Até 2h	Até 4h	Até 6h	Até 8h	Até 24h	Até 48h
17OH progesterona			X						X
Ácido lático				X					
Ácido úrico	X								X
Albumina	X								X
Aldosterona		X						X	
ALT	X								X
Amilase	X								X
Androstenediona			X						X
Apolipoproteína		X							X
AST	X						X		
Bicarbonato	X								X
Bilirrubinas	X								X
Cálcio	X								X
Catecolaminas				X					
Cloro	X					X			
Colesterol	X								X
Cortisol	X								X
CK	X								X
CKMB	X							X	
Creatinina	X								X
DHEAS			X						X
Estradiol	X							X	
Ferritina	X							X	
Ferro	X						X		
Folato	X								X
Fósforo	X								X
Fosfatase alcalina	X								X
FSH			X						X
Gama GT	X								X
GH		X						X	
Glucagon								X	
Glicose	X	X		X					
Haptoglobina			X					X	
HDL	X							X	
Homocisteína			X	X		X			
Insulina			X						
LDL	X								X
Leptina								X	
LH		X	X						X
Lipase	X							X	
Magnésio	X								X
PCR								X	
Peptídeo C								X	
Potássio	X	X		X					

	Amostra			Estabilidade					
Teste	Soro	EDTA	Heparina	Até 2h	Até 4h	Até 6h	Até 8h	Até 24h	Até 48h
Progesterona			X						X
Prolactina			X						X
PSA	X							X	
Proteína	X								X
PTH		X						X	
Receptor da transferrina			X			X			
Sódio	X								X
T3	X								X
T4	X								X
T4 livre	X							X	
TBG	X							X	
Transferrina	X				X				
Triglicerídeos	X								X
Troponina			X			X			
TSH	X							X	
Vitamina B12	X								X
Vitamina D	X							X	

Apêndice 2 – Resumo dos procedimentos de coleta para amostras microbiológicas.

Exame	Material	Acondicionamento	Tempo de envio ao laboratório	Transporte
Cultura para isolamento e Identificação de *Corynebacterium diphtheriae*	Exsudatos de orofaringe, colhidos com swab	Em meio de transporte PAI, à temperatura ambiente.	Imediatamente	Em caixa térmica, sem gelo
		Na impossibilidade do encaminhamento imediato, incubar os tubos à temperatura de 35±2°C	No máximo em 24 horas	
	Exsudatos de lesões de pele, colhidos com swab	Em meio de transporte PAI, à temperatura ambiente	Imediatamente	
		Na impossibilidade do encaminhamento imediato, incubar os tubos em estufa à temperatura de 35±2°C	No máximo em 24 horas	
Exames a fresco	Secreção genital colhida com swab alginatado	Acondicionar o swab em tubo contendo 1,0 mL de solução salina 0,85%, manter à temperatura ambiente	Imediatamente	Em caixa térmica, sem gelo
	Urina 1° jato urinário, colhido em frasco coletor estéril	Temperatura ambiente		

Exame	Material	Acondicionamento	Tempo de envio ao laboratório	Transporte
Cultura de urina, com contagem de colônias	Urina jato médio, colhida em frasco coletor estéril	Manter refrigerado entre 2° e 8°C	Até 2 horas após a coleta	Em caixa térmica, refrigerado
	Urina – 1° jato, colhida em frasco coletor estéril	Temperatura ambiente	Até 1 horas após a coleta	Em caixa térmica, sem gelo
Cultura de secreção uretral e anal de *N. gonorrhoeae* e germes comuns	Secreção uretral e anal, colhida com swab alginatado	Temperatura ambiente	Imediatamente	Em caixa térmica, sem gelo
		Acondicionar o swab em meio de transporte de Amies com carvão, manter à temperatura ambiente	Até 8 horas	
Cultura de secreção Endocervical de *N. gonorrhoeae*	Secreção de endocérvix colhida com swab alginatado	Temperatura ambiente	Imediatamente	Em caixa térmica, sem gelo
		Swab em meio de transporte de Amies com carvão, manter à temperatura ambiente	Até 8 horas	
Imunofluorescência direta para *Chlamydia trachomatis*	Raspado uretral e endocervical, colhido com swab de Dracon ou Rayon	Temperatura ambiente	Imediatamente	Em caixa térmica, à temperatura ambiente
Espermocultura	Esperma, colhido em frasco estéril, após asseio dos genitais e das mãos	Temperatura ambiente	Imediatamente	Em caixa térmica, sem gelo
Cultura de líquor	Líquido céfalo-raquidiano colhido por punção	Acondicionar em tubo contendo Ágar chocolate inclinado. Temperatura ambiente. Ou incubar a 35±2°C por até 3h	Imediatamente (não refrigerar)	Em caixa térmica, sem gelo
Hemocultura	Sangue colhido em frasco com caldo BHI com anticoagulante SPS	Temperatura ambiente	Até 30 minutos	Em caixa térmica, sem gelo
		Incubar a 35±2 °C	24 horas	
Cultura de fezes (coprocultura) para pesquisa de enterobactérias patogênicas e *V. cholerae*	Fezes "in natura"	Temperatura ambiente	Até 1 hora após a coleta	Em caixa térmica, sem gelo
	Swab fecal ou Swab retal	Em meio de transporte de Cary Blair sob refrigeração	De 48 a 72 horas	Em caixa térmica, com gelo

Exame	Material	Acondicionamento	Tempo de envio ao laboratório	Transporte
Cultura para *Bordetella pertussis*, (coqueluche)	Secreção de nasofaringe, colhida com swab alginatado	Em meio de transporte Regan-Lowe com antibiótico à temperatura ambiente. Colher preferencialmente antes da antibioticoterapia ou no máximo até terceiro dia do uso do antibiótico	Imediatamente	Em caixa térmica, sem gelo
		Na impossibilidade de encaminhar imediatamente, incubar 35 ± 2°C por um período de até 24 horas	Até 24 horas após a coleta	
Cultura para Estreptococo beta-hemolítico grupo A de Lancefield	Secreção de orofaringe, colhida com swab estéril	Acondicionar o swab em meio de transporte de Stuart, à temperatura ambiente Ou em tubo seco estéril com tampa	Até 4 horas após a coleta Imediatamente	Em caixa térmica, sem gelo
Cultura de aspirado transtraqueal	Aspirado transtraqueal, colhido em frasco estéril ou com caldo BHI	Temperatura ambiente	Até 2 horas após a coleta	Em caixa térmica, sem gelo
Cultura de lavado broncoalveolar	Lavado broncoalveolar, colhido em frasco estéril ou com caldo BHI Escovado brônquico, colhido em frasco estéril ou com caldo BHI	Temperatura ambiente	Até 30 minutos, sendo o máximo aceitável de 1-2 horas Imediatamente	Em caixa térmica, sem gelo
Cultura de fluidos orgânicos estéreis	Líquido pleural ascítico, biliar, de articulações e outros, colhido em frasco estéril ou com caldo BHI	Temperatura ambiente	Inmediatamente	Em caixa térmica, sem gelo
Cultura de secreção de ouvido	Secreção de ouvido médio ou externo, colhida com swab estéril	Temperatura ambiente Ou em meio de transporte Stuart, à temperatura ambiente	Até 2 horas após a coleta Até 12 horas	Em caixa térmica, sem gelo
Cultura de ponta de cateter	Ponta de cateter, acondicionado em frasco seco estéril com tampa	Temperatura ambiente	Até 12 horas	Em caixa térmica, sem gelo
	Secreção ou raspado da conjuntiva, colhido com swab	Em meio de transporte Stuart, à temperatura ambiente		

Ordem de Coleta

	Frascos para hemocultura
	Tubos com citrato
	Tubos para soro
	Tubos com heparina
	Tubos com EDTA
	Tubos com fluoreto de sódio

Bibliografia

Bibliografia

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, 2023.

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 Nº 222, de 28 de março de 2018. Dispõe sobre o Regulamento Técnico para o gerenciamento de resíduos de serviços 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).

pncq.org.br



PNCQ®

Nossas Certificações:

O PNCQ é acreditado pelo Cgcre do INMETRO como Provedor de Ensaio de Proficiência em conformidade com a ISO/IEC 17043 sob o número 0051

O PNCQ é acreditado pelo Cgcre do INMETRO como Produtor de Material de Referência em conformidade com a ABNT NBR ISO 17034:2017 sob o número 0012

Empresa certificada pela ASNT em conformidade com a ABNT NBR ISO 9001:2015 sob o número 23 008 04

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