POP

HC-UFTM/EBSERH

Coleta de Material Biológico

Versão: 5 | 2026

SUS

Hospital de Clínicas | UFTM Universidade Federal do Triângulo Mineiro

HUBRASIL HOSPITAIS UNIVERSITÁRIOS FEDERAIS

SUPERINTENDENTE
LUCIANA DE ALMEIDA SILVA TEIXEIRA

GERENTE DE ATENÇÃO À SAÚDE
LUIZ ANTÔNIO PERTILI RODRIGUES DE RESENDE

CHEFE DA DIVISÃO DE APOIO DIAGNÓSTICO E TERAPÊUTICO
MARISLEY FRANCISCO

CHEFE DA UNIDADE DE ANÁLISES CLÍNICAS E ANATOMIA PATOLÓGICA
TATIANA DA SILVA CAMPOS

ELABORAÇÃO DA VERSÃO ATUAL
Ana Cláudia Corrêa da Silva, Unidade de Análises Clínicas e Anatomia Patológica
Danilo Flávio Moraes Riboli, Unidade de Análises Clínicas e Anatomia Patológica
Danyelle Afonso Machado de Paulo, Unidade de Análises Clínicas e Anatomia Patológica
Leonardo Eurípedes Andrade Silva, Unidade de Análises Clínicas e Anatomia Patológica
Luísa Silva Nangi dos Santos, Unidade de Análises Clínicas e Anatomia Patológica
Marco Aurélio Stoppa, Unidade de Análises Clínicas e Anatomia Patológica

ANÁLISE
Tatiana da Silva Campos, Unidade de Análises Clínicas e Anatomia Patológica

VALIDAÇÃO TÉCNICA
Raquel Bessa Ribeiro Rosalino, Unidade de Gestão da Qualidade e Segurança do Paciente

REGISTRO, VALIDAÇÃO DE FORMA E REVISÃO
Ana Paula Corrêa Gomes, Comissão de Gestão da Qualidade Documental

APROVAÇÃO
Marisley Francisco, Divisão de Apoio Diagnóstico e Terapêutico

Data da emissão: 6/4/2026
Vigência: dois anos
Código do documento: POP.HC-UFTM-UACAP.006
ISBN:

Cópia eletrônica não controlada. Permitida a reprodução parcial ou total, desde que indicada a fonte e sem fins lucrativos. O uso deste documento em meio físico ou fora da vigência pode disseminar informação e/ou procedimento desatualizados ® 2026, HU Brasil. Todos os direitos reservados
www.gov.br/hubrasil

1. OBJETIVO

Estabelecer procedimentos padronizados para a coleta de sangue e outros materiais biológico para análise na Unidade de Análises Clínicas e Anatomia Patológica (UACAP) do Hospital de Clínicas da Universidade Federal do Triângulo Mineiro (HC-UFTM), garantindo a qualidade e a rastreabilidade das amostras, a segurança do paciente e dos profissionais, conforme Resolução da Diretoria Colegiada (RDC) da Agência Nacional de Vigilância Sanitária (Anvisa) nº 978/2025.

2. INTRODUÇÃO E PROCEDIMENTOS

Uma das principais finalidades dos resultados dos exames laboratoriais é reduzir as dúvidas que a história clínica e o exame físico fazem surgir no raciocínio médico. Para que o laboratório clínico possa atender adequadamente a este propósito, é indispensável que todas as fases do atendimento ao paciente sejam desenvolvidas seguindo os mais elevados princípios de correção técnica, considerando a existência e a importância de diversas variáveis biológicas que influenciam, significativamente, a qualidade final do trabalho.

Atualmente, tem se tornado comum a declaração de que a fase pré-analítica é responsável por cerca de 60-80% do total de erros ocorridos nos laboratórios clínicos que possuem um sistema de controle da qualidade bem estabelecido. A respeito de todas as dificuldades para a comprovação desta afirmativa, a implantação, cada vez mais frequente, de procedimentos automatizados e robotizados na fase analítica permite assumi-la como verdadeira. Adicionalmente, algumas características desta fase aumentam, em muito, o grau de complexidade e, por consequência, a oportunidade de ocorrência de erros e não conformidades.

A fase pré-analítica inclui a indicação do exame, redação da solicitação, transmissão de eventuais instruções de preparo do paciente, avaliação do atendimento às condições prévias, procedimentos de coleta, acondicionamento, preservação e transporte da amostra biológica até o momento em que o exame seja, efetivamente, realizado. Dessa forma, a fase pré-analítica se desenvolve pela sequência de ações de muitas pessoas, com diferentes formações profissionais, focos de interesse e grau de envolvimento. Ao médico solicitante do exame e seus auxiliares diretos interessa a obtenção, às vezes em caráter de urgência, de um resultado laboratorial; ao paciente, toca a preocupação com o possível desconforto do preparo e da coleta da amostra; ao flebotomista, cabe a preocupação com o cumprimento dos requisitos técnicos da coleta e com os riscos biológicos potenciais; igualmente, às pessoas encarregadas do acondicionamento, preservação e transporte da amostra, restam os cuidados para com a segurança e integridade do material e delas próprias.

A correta indicação do exame dependerá, primariamente, da familiaridade do médico solicitante com os recursos laboratoriais disponíveis, bem como do seu conhecimento das condições ideais para a coleta de material. O médico solicitante – ou seus auxiliares diretos – deveria ser a primeira pessoa a instruir o paciente sobre as condições requeridas para a realização do exame, informando-o sobre a eventual necessidade de preparo, como jejum, interrupção do uso de alguma medicação, dieta específica ou prática de atividade física.

De uma forma ideal, o paciente deveria contatar o laboratório clínico, onde receberia informações adicionais e complementares, com alguns pormenores, como o melhor horário para a coleta e a necessidade da retirada de frascos próprios para a coleta domiciliar de algum material. O paciente, absolutamente, não é um agente neutro neste contexto, influenciando de forma significativa a qualidade do atendimento que lhe é prestado. Dessa forma, é preciso alguma atenção no sentido de se assegurar que ele compreendeu as instruções ministradas e que dispõe de meios para segui-las. Algumas vezes, não é tarefa fácil obter informações críticas, omitidas

voluntariamente ou involuntariamente pelo paciente. Para que os resultados de alguns exames laboratoriais tenham algum valor clínico, deve ser registrado o horário de coleta, referindo o uso de determinados medicamentos (incluindo tempo de uso e dosagem), outros exigem cuidados técnicos de procedimento, como o uso ou não do garrote, de tubos, anticoagulantes e conservantes específicos, e outros exigem a descrição exata do local da coleta, por exemplo, nos casos de amostras para exames microbiológicos. Na coleta de sangue para a realização de exames laboratoriais, é importante que se conheça, controle e, se possível, evite algumas variáveis que possam interferir na exatidão dos resultados. Classicamente, são referidas como condições pré-analíticas: variação crono biológica, gênero, idade, posição, atividade física, jejum, dieta e uso de drogas para fins terapêuticos ou não. Em uma abordagem mais ampla, outras condições devem ser consideradas, como procedimentos terapêuticos ou diagnósticos, cirurgias, transfusões de sangue e infusão de soluções.

Antes da coleta para a realização de exames laboratoriais, é importante conhecer, controlar e, se possível, evitar algumas variáveis classicamente conhecidas como variáveis pré-analíticas, que podem interferir no desempenho da fase analítica e, consequentemente, na exatidão e precisão do resultado dos exames, vitais para a conduta médica e, em última instância, para o bem-estar do paciente.

NOTA: conforme RDC 978/2025, antes da coleta confirmar **no mínimo dois identificadores:** nome completo e data de nascimento ou outro identificador institucional; conferir o pedido médico ou solicitação institucional, os exames solicitados e o preparo do paciente; Terá que ser registrado no sistema institucional a data e hora da coleta, o nome do profissional responsável e o tipo de amostra. Ainda conforme a RDC 978/2025 são requisitos de infraestrutura:

- Ambiente limpo, organizado para coleta;
- Lavatório com água corrente, sabonete líquido e papel toalha;
- Superfícies laváveis e desinfetáveis;
- Iluminação adequada;
- Mobiliário apropriado para o paciente;
- Recipientes para descarte de resíduos e perfurocortantes.

2.1. Variáveis Pré-Analíticas

- Variação Cronobiológica:

Corresponde às alterações cíclicas da concentração de determinado parâmetro em função do tempo (Exemplo - ex: horas decorridas desde a coleta) ou do período (Ex.: período do dia em que a amostra foi coletada). O ciclo de variação pode ser diário, mensal, sazonal. Por exemplo, amostras de soro coletadas no período da tarde para a dosagem de ferro mostram resultados até 50% mais baixos do que aquelas coletadas no período da manhã.

- Sexo:

Além das diferenças hormonais específicas, alguns outros parâmetros sanguíneos e urinários se apresentam em concentrações significativamente diferentes em homens e mulheres em decorrência das diferenças metabólicas e da massa muscular, entre outras.

- Idade:

Alguns parâmetros bioquímicos possuem concentração sérica dependente da idade. Em situações específicas, por exemplo, concentrações séricas de fosfatase alcalina, os intervalos de referência devem considerar essas diferenças.

- Posição:

Mudança rápida na postura corporal pode causar variações na concentração de alguns

componentes séricos. Quando o indivíduo se move da posição supina para a posição ereta, por exemplo, ocorre um afluxo de água e substâncias filtráveis do espaço intravascular para o intersticial. Substâncias não filtráveis, como as proteínas de alto peso molecular e os elementos celulares, terão sua concentração relativamente aumentada até que se restabeleça o equilíbrio hídrico.

- Atividade física:

O esforço físico pode causar aumento das concentrações séricas de algumas enzimas como, por exemplo, creatinofosfoquinase (CPK), aldolase e aspartato aminotransferase (AST), pelo aumento da liberação celular.

- Jejum:

Habitualmente, é preconizado um período de jejum para a coleta de sangue para exames laboratoriais. Os estados pós-prandiais, em geral, se acompanham de turbidez do soro, o que pode interferir em algumas metodologias. Na população pediátrica e de idosos, o tempo de jejum deve guardar relação com os intervalos de alimentação. Devem ser evitadas coletas de sangue após períodos muito prolongados de jejum – acima de 16 horas. O período de jejum habitual para a coleta de rotina de sangue é de 8 horas, podendo ser reduzido a 4 horas, para a maioria dos exames e, em situações especiais, tratando-se de crianças de baixa idade, pode ser de 1 ou 2 horas apenas. A nova diretriz da Sociedade Brasileira de Patologia Clínica/Medicina Laboratorial (SBPC/ML) traz novos valores de referência para o perfil lipídico quando o exame é realizado sem jejum.

- Uso de fármacos e drogas de abuso:

Ambos podem causar variações nos resultados de exames laboratoriais seja pelo próprio efeito fisiológico*, in vivo*, como pela interferência analítica, *in vitro*. O tabagismo, por exemplo, é causa de variação nas concentrações da hemoglobina.

- Aplicação do torniquete:

Ao se aplicar o torniquete por um tempo de 1 a 2 minutos, ocorre aumento da pressão intravascular no território venoso facilitando a saída de líquido e de moléculas pequenas para o espaço intersticial, resultando em hemoconcentração relativa.

- Procedimentos diagnósticos e/ou terapêuticos:

Alguns procedimentos diagnósticos (exames radiológicos contrastados, toque retal), e alguns terapêuticos (hemodiálise, transfusão sanguínea), também são causas de variação nos parâmetros laboratoriais.

- Infusão de medicamentos:

A coleta de sangue sempre deve ser realizada em local oposto ao membro da instalação do cateter.

- Gel separador:

O gel é um polímero com densidade específica de 1,040 e contém um acelerador da coagulação que pode, eventualmente, liberar partículas que interferem com eletrodos seletivos e membranas de diálise.

- Hemólise:

A hemólise leve tem pouco efeito, mas se for de intensidade significativa, causa aumento na atividade plasmática de algumas enzimas como, por exemplo, desidrogenase lática (DHL), aldolase, fosfatase alcalina, além de interferir nas dosagens de potássio, fósforo e magnésio. Fatores interferentes também podem ser originados da lise de plaquetas e granulócitos quando, por exemplo, o sangue é armazenado em baixa temperatura.

- Lipemia:

Também pode interferir em metodologias que usam métodos colorimétricos e imunoturbidimétricos.

NOTA - Critérios de rejeição das amostras: amostra sem identificação correta, volume insuficiente, coágulos indevidos, recipiente inadequado, tempo ou temperatura inadequados. O laboratório deverá comunicar a rejeição e registrar no sistema institucional.

2.2 Procedimentos básicos para minimizar a ocorrência de erros

O flebotomista deve se assegurar de que a amostra será colhida do paciente especificado na requisição de exames. Para isto, recomenda-se:

- Para um paciente adulto e consciente

Perguntar o nome completo, solicitar o documento de identidade e comparar as informações do documento com as constantes na requisição de exames.

- Para pacientes internados

O flebotomista deve verificar SEMPRE a identificação do paciente, comparando com as etiquetas previamente impressas, através de pulseira de identificação e à beira leito e, quando possível, perguntar o nome completo. O número do leito nunca deve ser utilizado como critério de identificação. Qualquer dúvida checar com a enfermagem antes de efetuar a coleta.

- Para pacientes muito jovens, inconscientes ou com algum tipo de dificuldade de comunicação

O flebotomista deve valer-se de informações de algum acompanhante ou da enfermagem. Pacientes atendidos no pronto-socorro ou em salas de emergência podem ser identificados pelo seu nome e número de entrada no cadastro da unidade de emergência. É indispensável que a identificação possa ser rastreada a qualquer instante do processo. O material colhido deve ser identificado na presença do paciente. Recomenda-se que materiais não colhidos no laboratório sejam identificados como “amostra enviada ao laboratório” e que o laudo contenha esta informação. É importante verificar se o paciente está em condições adequadas para a coleta, especialmente no que se refere ao jejum e ao uso de eventuais medicações. O paciente não deve suspender os medicamentos antes da coleta de sangue, exceto quando autorizada pelo médico do paciente. Na monitorização de drogas terapêuticas é importante o laboratório anotar o horário da última dose e registrar esta informação no laudo.

A etiquetagem dos tubos de coleta sanguínea deve ser feita, impreterivelmente, na vertical, no corpo do recipiente e não em sua tampa, de forma que seja possível visualizar o volume da amostra. Atentar-se também para a forma correta de etiquetagem de outros frascos, como demonstrado na imagem 1.

Imagem 1 – Demonstração de etiquetagem dos frascos

A etiquetagem das garrafas de hemocultura deve ser feita, impreterivelmente, na vertical, no corpo do recipiente, de forma que seja possível visualizar os códigos de barras da etiqueta e da garrafa. Mesmo quando a amostra possuir duas etiquetas diferentes, elas devem ser

coladas de modo que permita a leitura dos três códigos de barras, como demonstrado na imagem 2.

Imagem 2 – Etiquetagem de garrafas de hemocultura

2.3. Procedimentos para higienização das mãos e antissepsia

Os flebotomistas devem higienizar as mãos ANTES e APÓS a realização do procedimento e observando todas as oportunidades preconizadas, a técnica correta e o produto adequado para a realização do procedimento. Para esta higienização devem ser feitos os seguintes procedimentos:

✓ Utilização de água e sabão, quando estiverem visivelmente sujas (a venocrise/venopunção não é um procedimento que requer a utilização de clorexidina degermante 2%. NOTA TÉCNICA Nº01/2018 GVIMS/GGTES/ANVISA - ORIENTAÇÕES GERAIS PARA HIGIENE DAS MÃOS EM SERVIÇOS DE SAÚDE, disponível em : https://www.gov.br/anvisa/pt-br/centraisdeconteudo/publicacoes/servicosdesaude/notas-tecnicas/nota-tecnica-01-2018-higienizacao-das-maos.pdf/view

✓ Protocolo "Higiene das Mãos", *link*: https://www.gov.br/hubrasil/pt-br/hospitais-universitarios/regiao-sudeste/hc-uftm/documentos/protocolos-assistenciais/PRT.UVS.005_Higiene_das_Maos__versao_4..pdf

Para a antissepsia da pele, no local da punção, é usada para prevenir a contaminação direta do paciente e da amostra. O antisséptico escolhido deve ser eficaz, ter ação rápida, ser de baixa causticidade e hipoalergência em pele e mucosa. O álcool etílico, liquido ou em gel, possui efeito antisséptico na concentração de 70%, sendo o mais usado, pois, nesta composição preserva sua ação antisséptica e diminui a inflamabilidade. Nesta diluição, tem excelente atividade contra bactérias Gram-positivas e Gram-negativas, boa atividade contra *Mycobacterium tuberculosis*, fungos e vírus, além de ter menor custo.

No local da punção:

- Como já foi mencionado, recomenda-se usar um algodão embebido com solução de álcool etílico 70%, comercialmente preparado;
- Limpar o local com um movimento circular do centro para a periferia;
- Permitir a secagem da área por 1 minuto, para evitar hemólise da amostra e também a sensação de ardência quando o braço do paciente for puncionado;
- Não assoprar, não abanar e não colocar nada no local;

- Não tocar novamente na região após a antissepsia.

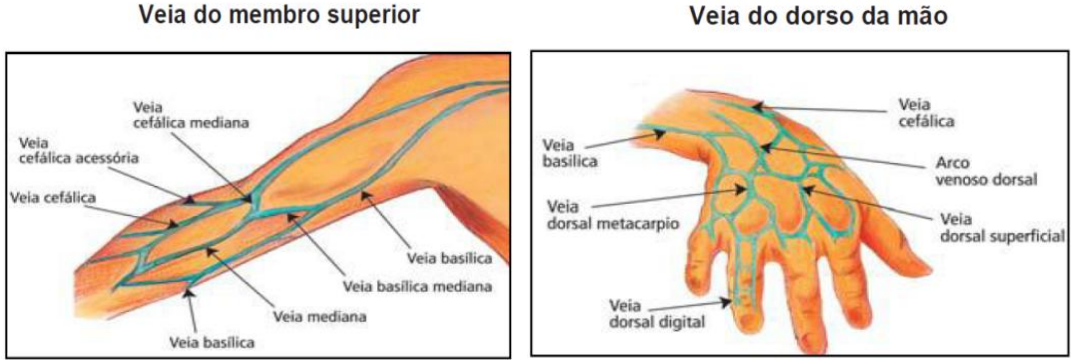
2.4. Colocação das luvas

- AS LUVAS NÃO SUBSTITUEM A NECESSIDADE DE SE HIGIENIZAR AS MÃOS nas oportunidades preconizadas, com a técnica correta e a utilização adequada do produto, portanto, o flebotomista deve lavar as mãos e calçar luvas novas antes de cada coleta.
- As luvas devem ser calçadas com cuidado para que não rasguem e devem ficar bem aderidas à pele para que o flebotomista não perca a sensibilidade na hora da punção.

2.5. Procedimento de coleta de sangue venoso

2.5.1 Locais de escolha para venopunção

A escolha do local de punção representa uma parte vital do diagnóstico. Existem diversos locais que podem ser escolhidos para a venopunção, apontados abaixo nas figuras 1 e 2. Embora qualquer veia do membro superior que apresente condições para coleta possa ser puncionada, as veias basílica mediana e cefálica são as mais frequentemente utilizadas. A veia basílica mediana costuma ser a melhor opção, pois a cefálica é mais propensa à formação de hematomas.



Figuras 1 e 2. Locais de venopunção. Fonte: Recomendações da SBPC/ML para Coleta de Sangue Venoso. 1ª ed., São Paulo, 2005.

2.5.2 Áreas a evitar

- Áreas com terapia ou hidratação intravenosa de qualquer espécie;
- Locais com cicatrizes de queimadura;
- Membro superior próximo ao local onde foi realizada mastectomia, cateterismo ou qualquer outro procedimento cirúrgico;
- Áreas com hematomas;
- Fístulas arteriovenosas;
- Veias que já sofreram trombose porque são pouco elásticas, podem parecer um cordão e têm paredes endurecidas.

2.5.3 Técnicas para evidenciação da veia

- Pedir para o paciente abaixar o braço e fazer movimentos suaves de abrir e fechar a mão;
- Fixação das veias com os dedos nos casos de flacidez.

2.5.4 Uso adequado e posicionamento do torniquete

É importante que se utilize adequadamente o torniquete, evitando-se situações que

induzam ao erro diagnóstico (como hemólise, que pode elevar o nível de potássio, hemoconcentração, alterações na dosagem de cálcio, por exemplo), bem como complicações de coleta (hematomas, parestesias). Portanto, recomenda-se:

✓ Posicionar o braço do paciente, inclinando-o para baixo a partir da altura do ombro;

✓ Caso o torniquete tenha látex em sua composição, deve-se perguntar ao paciente se ele tem alergia a este componente. Caso o paciente seja alérgico, não se deve usar este material para o garroteamento.

✓ Posicionar o torniquete com o laço para cima, a fim de evitar a contaminação da área de punção;

✓ Aplicar o torniquete cerca de 8 cm acima do local da punção para evitar a contaminação do local;

✓ Não apertar intensamente o torniquete, pois o fluxo arterial não deve ser interrompido. O pulso deve permanecer palpável;

✓ Não usar o torniquete continuamente por mais de 1 minuto, já que poderia levar à hemoconcentração e falsos resultados em certos analitos;

✓ Não aplicar o procedimento de “bater na veia com dois dedos”, no momento de seleção venosa. Este tipo de procedimento provoca hemólise capilar e, portanto, altera o resultado de certos analitos;

✓ Se o torniquete for usado para seleção preliminar da veia, fazê-lo apenas por um breve momento, pedindo ao paciente para abrir e fechar a mão para evidenciar a veia;

✓ Localizar a veia e, em seguida, afrouxar o torniquete. Esperar 2 minutos para usá-lo novamente;

✓ O torniquete não é recomendado para alguns testes como lactato ou cálcio, para evitar alteração do resultado;

✓ Trocar o torniquete sempre que houver suspeita de contaminação;

✓ Realizar limpeza com água e sabão e desinfecção do torniquete, com álcool 70%, entre um paciente e outro;

✓ Realizar troca/substituição do torniquete, quando a integridade estiver comprometida.

2.5.5 Posição do paciente

A posição do paciente pode também acarretar erros em resultados. O desconforto do paciente, agregado à ansiedade podem levar à liberação indevida de alguns analitos na corrente sanguínea. Algumas recomendações que permitem facilitar a coleta de sangue e promovem um perfeito atendimento ao paciente, neste momento, são indicadas e comentadas a seguir:

✓ Procedimento com paciente sentado: pedir ao paciente que se sente confortavelmente numa cadeira própria para coleta de sangue. Recomenda-se que a cadeira tenha apoio para os braços e evite quedas, caso o paciente venha a perder a consciência. Cadeiras sem braços não fornecem o apoio adequado para o braço, nem protegem pacientes nestes casos. Recomenda-se que a posição do braço do paciente no descanso da cadeira seja inclinado levemente para baixo e estendido, formando uma linha direta do ombro para o pulso. O braço deve estar apoiado firmemente pelo descanso e o cotovelo não deve estar dobrado. Uma leve curva pode ser importante para evitar hiperextensão do braço.

✓ Procedimento para paciente acomodado em leito: solicitar ao paciente que se coloque em posição confortável. Caso esteja em posição supina e seja necessário um apoio adicional, colocar um travesseiro debaixo do braço do qual será coletada a amostra. Posicionar o braço do paciente, inclinando levemente para baixo e estendido, formando uma linha direta do ombro para o pulso.

Caso esteja em posição semissentado, o posicionamento do braço para coleta torna-se relativamente mais fácil.

2.5.6 Coleta de sangue venoso a vácuo

A coleta de sangue a vácuo é a técnica de coleta de sangue venoso recomendada pelas normas CLSI (*Clinical and Laboratory Standards Institute*). Atualmente, é usada mundialmente e em boa parte dos laboratórios brasileiros, pois proporciona ao usuário inúmeras vantagens:

✓ A facilidade no manuseio é um destes pontos, pois o tubo para coleta de sangue a vácuo tem, em seu interior, quantidade de vácuo calibrado proporcional ao volume de sangue em sua etiqueta externa, o que significa que, quando o sangue parar de fluir para dentro do tubo, o flebotomista terá a certeza de que o volume de sangue correto foi colhido. A quantidade de anticoagulante/ativador de coágulo proporcional ao volume de sangue a ser coletado proporciona, ao final da coleta, uma amostra de qualidade para ser processada ou analisada;

✓ O conforto ao paciente é essencial, pois com uma única punção venosa pode-se, rapidamente, colher vários tubos, abrangendo todos os exames solicitados pelo médico.

✓ Pacientes com acessos venosos difíceis, crianças, pacientes em terapia medicamentosa ou em uso de quimioterápicos também são beneficiados, pois existem produtos que facilitam tais coletas (escalpe para coleta múltipla de sangue a vácuo em diversos calibres de agulha e tubos para coleta de sangue a vácuo com menor volume de aspiração). Outro ponto relevante a ser observado é o avanço da tecnologia em equipamentos para diagnóstico e kits com maior especificidade e sensibilidade, que hoje requerem um menor volume de amostra do paciente.

✓ Garantia da qualidade nos resultados dos exames, fator este relevante e primordial em um laboratório.

✓ Segurança do profissional de saúde e do paciente, uma vez que a coleta a vácuo é um sistema fechado de coleta de sangue. Ao puncionar a veia do paciente, o sangue flui diretamente para o tubo de coleta a vácuo. Isto proporciona ao flebotomista maior segurança, pois não há necessidade do manuseio da amostra de sangue.

✓ O intervalo ideal para medir a eficácia da TRANSFUSÃO DE SANGUE é de **1 a 2 horas** após o término do procedimento. Embora contagens possam ser feitas imediatamente, aguardar pelo menos **1 hora** permite uma distribuição celular mais homogênea do sangue do receptor.

✓ Pacientes que fazem HEMODIÁLISE, a coleta deve ser antes ou após a hemodiálise. A coleta venosa deve ser, preferencialmente, no membro superior que não esteja a fístula.

✓ Pacientes de Unidades de Terapia Intensica (UTIs) que estão conectados continuamente ao aparelho de HEMODIÁLISE a coleta será realizada durante o processo mas deverá ser coletado do membro superior que não esteja a fístula. FAZER ESTA OBSERVAÇÃO NO SISTEMA INSTITUCIONAL E/OU NA FOLHA DE SOLICITAÇÃO DE EXAMES.

✓ Pacientes com pressão arterial invasiva (PAI), a coleta será feita pelo cateter mas quem poderá coletar é somente a equipe da enfermagem. O primeiro tubo é coletado e descartado a fim de se evitar hemoconcentrados. FAZER ESTA OBSERVAÇÃO NO SISTEMA INFOLAB OU NA FOLHA DE SOLICITAÇÃO DOS EXAMES.

Sequência de procedimento de Coleta de Sangue a Vácuo:

1. Verificar se a cabine da coleta está limpa e guarnecida para iniciar as coletas;
2. Solicitar ao paciente que diga seu nome completo para confirmação do pedido médico e etiquetas; em pacientes internados, conferir identificação na pulseira e à beira leito;
3. Conferir e ordenar todo material a ser usado no paciente, de acordo com o pedido médico

(tubos, gaze, torniquete, outros). A identificação dos tubos deve ser feita na frente do paciente;
4. Informá-lo sobre o procedimento;
5. Abrir o lacre da agulha de coleta múltipla de sangue a vácuo em frente ao paciente;
6. Rosquear a agulha no adaptador do sistema a vácuo; o adaptador do sistema à vácuo deve ser limpo e desinfetado com álcool 70% entre um paciente e outro;
7. Higienizar as mãos (ver item 2.3);
8. Calçar as luvas (ver item 2.4);
9. Posicionar o braço do paciente, inclinando-o para baixo na altura do ombro;
10. Se o torniquete for usado para seleção preliminar da veia, pedir para que o paciente abra e feche a mão, fazer a escolha da veia a ser puncionada e afrouxá-lo. Esperar 2 minutos para usá-lo novamente;
11. Fazer a antissepsia;
12. Garrotear o braço do paciente;
13. Retirar a proteção que recobre a agulha de coleta múltipla de sangue a vácuo;
14. Fazer a punção numa angulação oblíqua de 30º, com o bisel da agulha voltado para cima. Se necessário, para melhor visualizar a veia, esticar a pele com a outra mão (longe do local onde foi feita a antissepsia);
15. Inserir o primeiro tubo a vácuo;
16. Quando o sangue começar a fluir para dentro do tubo, desgarrotear o braço do paciente e pedir para que abra a mão;
17. Realizar a troca dos tubos sucessivamente;
18. Homogeneizar imediatamente após a retirada de cada tubo, invertendo-o suavemente de 5 a 10 vezes;
19. Após a retirada do último tubo, remover a agulha e fazer a compressão no local da punção, com algodão ou gaze seca;
20. Exercer pressão no local, em geral de 1 a 2 minutos, evitando assim a formação de hematomas e sangramentos. Se o paciente estiver em condições de fazê-lo, orientá-lo adequadamente para que faça a pressão até que o orifício da punção pare de sangrar;
21. Travar a agulha com a trava de segurança e descartá-la em recipiente para materiais perfurocortantes;
22. Fazer curativo oclusivo no local da punção;
23. Orientar o paciente para que não dobre o braço, não carregue peso ou bolsa a tiracolo no mesmo lado da punção por, no mínimo 1 hora, e não mantenha manga dobrada, que pode funcionar como torniquete;
24. Verificar se há alguma pendência, fornecendo orientações adicionais ao paciente, se for necessário;
25. Certificar-se das condições gerais do paciente, perguntando se está em condições de se locomover sozinho;
26. Entregar o comprovante de coleta com data provável do resultado e liberá-lo;
27. Colocar as amostras em local adequado ou encaminhá-las imediatamente para processamento, ou de acordo com as instruções para os exames que são enviados para o laboratório de apoio.

2.5.7 Coleta de sangue venoso com seringa e agulha

A coleta de sangue com seringa e agulha é usada há muitos anos e enraizou-se em algumas áreas de saúde, pois o mesmo produto é usado para infundir medicamentos. É a técnica

mais antiga desenvolvida para coleta de sangue venoso. Embora não seja mais o procedimento recomendado pelas normas do CLSI, ainda hoje, em algumas regiões do mundo, este procedimento ainda é utilizado em laboratórios clínicos e hospitais. Os principais problemas relacionados com a coleta em sistema aberto são risco de acidente com materiais perfurocortantes alteração da proporção correta de sangue/aditivo, hemólise, formação de microcoágulos e fibrina, que podem provocar resultados incompatíveis com o real estado do paciente. Além disso, causa um aumento de custo em todo o processo, pois uma amostra comprometida leva o laboratório ao reprocessamento de amostras, causando situações incômodas, como descritas a seguir:

✓ Novas coletas, ocasionando transtornos na reconvocação do paciente e para os profissionais do laboratório;
✓ Gasto de tempo desnecessário para o flebotomista e laboratório;
✓ Possibilidade de problemas nos equipamentos dos setores técnicos (entupimento da probe);
✓ Utilização desnecessária de materiais de coleta e reagentes, envolvendo custos para o setor;
✓ Custos desnecessários para os setores administrativos e técnicos do laboratório.

Procedimento de coleta de sangue venoso com seringa e agulha

A coleta com agulha não é normalmente utilizada dando-se preferência à coleta com a utilização de sistema fechado a vácuo. Entretanto, em situações especiais os passos a serem seguidos são descritos a seguir:

1. Verificar se a cabine da coleta está limpa e guarnecida para iniciar as coletas;
2. Solicitar ao paciente que diga seu nome completo para confirmação de pedido médico e etiquetas;
3. Conferir e ordenar todo material a ser usado no paciente, de acordo com o pedido médico (tubos, gaze, torniquete, outros). A identificação dos tubos deve ser feita na frente do paciente;
4. Informá-lo sobre o procedimento;
5. Higienizar as mãos;
6. Colocar as luvas;
7. Abrir a seringa em frente ao paciente;
8. Posicionar o braço do paciente, inclinando-o para baixo na altura do ombro;
9. Se o torniquete for usado para seleção preliminar da veia, pedir para que o paciente abra e feche a mão, fazer a escolha da veia a ser puncionada e afrouxá-lo. Esperar 2 minutos para usá-lo novamente;
10. Fazer a Antissepsia;
11. Garrotear o braço do paciente;
12. Retirar a proteção da agulha hipodérmica;
13. Fazer a punção numa angulação oblíqua de 30º, com o bisel da agulha voltado para cima. Se necessário, para melhor visualizar a veia, esticar a pele com a outra mão (longe do local onde foi feita a antissepsia);
14. Desgarrotear o braço do paciente assim que o sangue começar a fluir dentro da seringa;
15. Aspirar devagar o volume necessário de acordo com a quantidade de sangue requerida na etiqueta dos tubos a serem utilizados (respeitar ao máximo a exigência da proporção sangue/aditivo). Aspirar o sangue evitando bolhas e espuma, e com agilidade, pois o processo de coagulação do organismo do paciente já foi ativado no momento da punção;
16. Retirar a agulha da veia do paciente;

17. Exercer pressão no local, em geral de 1 a 2 minutos, evitando assim a formação de hematomas e sangramentos. Se o paciente estiver em condições de fazê-lo, orientá-lo para que faça a pressão até que o orifício da punção pare de sangrar;
18. Ter cuidado com a agulha para evitar acidentes perfurocortantes;
19. Descartar a agulha imediatamente após sua remoção do braço do paciente, em recipiente adequado, sem a utilização das mãos (de acordo com a normatização nacional – não desconectar a agulha - não reencapar);
20. Abrir a tampa do 1° tubo, deixar que o sangue escorra pela sua parede devagar para evitar hemólise;
21. Fechar o tubo e homogeneizar, invertendo-o suavemente de 5 a 10 vezes de acordo com o tubo utilizado. O CLSI recomenda que o processo de homogeneização seja realizado imediatamente após a finalização da coleta;
22. Abrir a tampa do 2º tubo, e assim sucessivamente até o último tubo, de acordo com o pedido médico do paciente. Não se esquecer de fazer o processo tubo a tubo, para evitar a troca de tampa dos tubos (causando erro de diagnóstico). A sequência a ser preconizada na transferência do sangue para os tubos, ao utilizar seringa e agulha, deve ser aquela recomendada pelo CLSI. Este procedimento visa prevenir riscos de contaminação das amostras;
23. Ao final, descartar a seringa em descartador apropriado para materiais contaminantes;
24. Fazer curativo oclusivo no local da punção;
25. Orientar o paciente para que não dobre o braço, não carregue peso ou bolsa a tiracolo no mesmo lado da punção por, no mínimo, 1 hora, e não mantenha manga dobrada, que pode funcionar como torniquete;
26. Verificar se há alguma pendência, dando orientações adicionais ao paciente, se for necessário;
27. Certificar-se das condições gerais do paciente perguntando se está em condições de se locomover sozinho, entregar o comprovante de coleta com a provável data do resultado e liberá-lo;
28. Colocar as amostras em local adequado ou encaminhá-las imediatamente para processamento em casos indicados (como materiais que necessitem ser mantidos em gelo, por exemplo, de acordo com os padronizados no laboratório.

2.5.8 Agrupamento de exames para coleta

a) Figura 3 - Tubo com gel SST (*Serum Separation Tubes*) – tampa amarela e/ou vermelho com halo amarelo para os exames: Ácido Úrico, Adenosina Deaminase (ADA), Alanina Amino Transferase (ALT/TGP - transaminase glutâmico pirúvica), Albumina, Alfa-1 Glicoproteína Ácida, Alfa feto proteína, Amilase, Anticorpos Antitiroglobulina (ATG), Anticorpos Antiperoxidase, Anticorpos Anti-antígeno superfície (Anti-HBs), Anticorpo Contra Antígeno E (Anti-HBe), Anticorpos Totais Contra Antígeno Central (Anti-HBc), Antígeno Carcinoembrionário (CEA), Antígeno de superfície (HBsAg), Antígeno E (HbeAg), Antígeno Prostático Específico Total (PSA Total), Aspartato Amino Transferase (AST/TGO - transaminase glutâmico oxalacética), Ácido Fólico, Ácido Valproico, Aldolase, Aldosterona, Alfa-1 Antitripsina (AAT), 17-Alfa Hidroxi Progesterona (17-OH-Progesterona), Amicacina, Androstenediona, Anticorpos Antimitocôndria (AMA), Anticorpos Anti-Músculo Liso (ASMA), Anti ENA, , Anti Jo-1, Anti-LKM (*Liver kidney microsome*)-1, Anti RNP (*Ribonucleoprotein*), Anti Scl-70, Anti-Sm, Anti SSB (Antígeno B da Síndrome de Sjögren) (La), Anticorpos Anti-peptídeo Citrulinado Cíclico, Anticorpos Anti-SSA (Antígeno A da Síndrome de Sjögren) (Ro), Anti DNA (ácido desoxirribonucleico) Nativo (Dupla Hélice), Bilirrubina Totais e

Frações, Beta-2 Microglobulina, Brucelose, Ceruloplasmina, Cortisol, Cortisol Após Estímulos, CA (Carcinoma) 125, CA 15.3, CA 19.9, CA 72.4, Cálcio Total, Cálcio iônico, Citomegalovírus (CMV)(sorologia), Citomegalovírus - Avidez de IgG, Cobre, Cloro (Cl), Colesterol Total e Frações, Creatinina, Creatinoquinase (CK), Creatinoquinase Isoenzima MB (CKMB), Curva de Insulina, C3, C4, Carbamazepina, Estradiol (E2), Dehidroepiandrosterona, Desidrogenase lática (LDH), Digoxina, Eletroforese de proteínas e imunofixação, Eritropoietina, Esquistossomose (sorologia), Fator Anti Núcleo (FAN), Fator Reumatoide (FR), Fosfatase Ácida Prostática, Fosfatase Ácida Total, Herpes IgG (Imunoglobulina G) e IgM (Imunoglobulina M), Ferritina, Ferro (Fe), Fosfatase Alcalina, Fosfatase Ácida Prostática, Fosfatase Ácida, Fósforo, Gama Glutamil Transferase (GGT), Gonadotrofina Coriônica Humana - Fração beta (Beta- HCG - hormônio gonadotrofina coriónica humana), Hepatite A (Anti-HAV - Hepatites A Virus), Hepatite B (Anti-HBV), Hepatite C (Anti-HBC), HIV (Vírus da Imunodeficiência Humana) – Teste Rápido, Hormônio do Crescimento (GH), curvas de GH, testes de estímulo de GH, Hormônio Folículo Estimulante (FSH), Hormônio Luteinizante (LH), Hormônio Tireoestimulante (TSH), Imunoglonulinas A, E, G e M (IgA, IgE, IgG e IgM), IGF-1 - Somatomedina C, Influenza A/H1, Rubéola - Avidez de IgG (soro), , Influenza Sazonal, , Insulina, Lipase, Lítio, Magnésio (Mg), Mononucleose, NT-Pró BNP, Paratormônio, PCR (proteína C - reativa), Parvovírus Humano, Peptídeo C, Potássio (K), Progesterona, Prolactina (PRL), Proteína Total (PT), Proteína Total e Frações (PTF), Quantificação do DNA do Citomegalovírus (soro), Rubéola, Rubéola - Avidez de IgG (soro), Sódio (Na), Sorologia para HTLV (*vírus T-linfotrópico human*) I e II, Sarampo, , Sorologia para Dengue, Sorologia para Chagas, Sorologia para Caxumba, Sorologia para HIV, Sorologia para Sífilis, Sorologia para Clamídia, Sorologia para *Micoplasma pneumoniae*, Sorologia para Paracoccidioidomicose, Sulfato de Dehidroepiandrosterona (DHEA'S), T3 Livre, T4 Livre, Testosterona Total, Toxoplasmose, *Toxocara canis* IgM e IgG, Transferrina, Triglicérides (TG), Troponina T - Alta sensibilidade (Tropo T), Testosterona Livre, Toxoplasmose - Avidez de IgG (soro), Ureia, Vancomicina, VDRL (*Venereal Disease Research Laboratory*), Vitamina D Total, Vitamina A, Vitamina B12.

Figura 3 Tubo com gel SST (*Serum Separation Tubes*) – tampa amarela e/ou vermelho com halo amarelo.

b) Figura 4 - Tubo tampa roxa – EDTA para os exames: Curva de Fragilidade Osmótica, Eletroforese de Hemoglobinas, Falcização de Hemácias, Glicose 6 Fosfato Desidrogenase – G6PD, Hematimetria, Hemograma, Hemoglobina Glicada – HbA1C, Hormônio Adrenocorticotrófico (ACTH), Metotrexato, Plaquetas, Pesquisa de Esferócitos, Pesquisa de Hematozoários, Reticulócitos, Renina, Velocidade de Hemossedimentação (VHS), Cromatografia Quantitativa de Aminoácidos, Detecção Molecular da Mutação 202 (g-a) da G6PD, Glucagon, Peptídeo Intestinal Vasoativo, Tacrolimus, Vitamina B6, Detecção do DNA do *Toxoplasma gondii*, Detecção do DNA e Tipagem Herpes vírus I e II, Detecção de DNA do vírus Hepatite B, Detecção e quantificação do DNA e Tipagem Herpes vírus I e II, Detecção e quantificação do RNA (ácido ribonucleico) do Vírus Hepatite C, Detecção e quantificação do DNA do Vírus Hepatite B,.

Figura 4 Tubo tampa roxa – EDTA

c) Figura 5 - Tubo tampa cinza – EDTA + FLUORETO DE SÓDIO para os exames: Curvas Glicêmicas, Glicemia de Jejum, Glicose Pós-prandial, Lactato, Teste Oral de Tolerância à Glicose (75g), Teste Oral de Tolerância à Glicose (75g) - Gestantes e Triagem Diabetes Gestacional.

Figura 5 - Tubo tampa cinza – EDTA + FLUORETO DE SÓDIO

d) Figura 6 - Tubo tampa azul – CITRATO DE SÓDIO para os exames: Coagulograma, Dímero D, Fator de Von Wilebrand, Fator V, Fator VII, Fator VIII, Fator IX, Fibrinogênio, Tempo de Protrombina (TP), Tempo de Tromboplastina Parcial Ativada (TTPa), Titulação do Inibidor do Fator VIII, Titulação do Inibidor do Fator IX, Criofibrinogênio.

Figura 6 - Tubo tampa azul – CITRATO DE SÓDIO

e) Figura 7 - Tubo tampa branca – Sem aditivo, sem traços de metais para os exames: Zinco, Topiramato, Oxcarbazepina, Lamotrigina, Imipramina / Desipramina, Fenobarbital, Fenitoína, Crioaglutininas, Crioglobulinas, Complemento Sérico Total - CH-100, Cobre, Cobalto, Carbamazepina, Alumínio, Ácido Valproico.

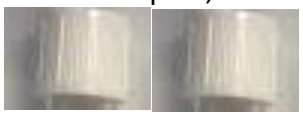


Figura 7 - Tubo tampa branca – Sem aditivo, sem traços de metais

f) Figura 8 - Tubo tampa verde ou azul escuro - heparina para os exames: Vitamina C, Cariótipo.

Figura 8 - Tubo tampa verde ou azul escuro - heparina

2.5.9 Recomendações da sequência dos tubos a vácuo na coleta de sangue venoso, de acordo com o CLSI

Existe uma possibilidade pequena de contaminação com aditivos de um tubo para outro, durante a troca de tubos, no momento da coleta de sangue. Por isso, foi estabelecida uma ordem de coleta pelo CLSI. Esta contaminação pode ocorrer numa coleta de sangue venoso quando:

✓ Na coleta de sangue a vácuo, o sangue do paciente entra no tubo e se mistura ao ativador de coágulo ou anticoagulante, podendo contaminar a agulha distal, (recoberta pela manga de borracha da agulha de coleta múltipla de sangue a vácuo), quando a mesma penetra a rolha do tubo;

✓ Na coleta com seringa e agulha, pelo contato da ponta da seringa com o anticoagulante ou ativador de coágulo na parede do tubo, quando da dispensação do sangue dentro do tubo.

Em dezembro de 2003, a ordem de coleta do CLSI foi reformulada contemplando também a coleta em tubos plásticos. Isto ocorreu porque os tubos plásticos para soro (tampa

vermelha ou amarela com gel separador) contêm ativador de coágulo em seu interior, o que pode alterar os resultados dos testes de coagulação. Devido a este componente, estes tubos devem ser colhidos depois do tubo para coagulação (tampa azul claro), como se verá abaixo. Em casos de usar somente tubos plásticos e o paciente necessitar testes específicos de coagulação, coletar primeiro um tubo sem aditivo (tampa vermelha ou branca) para evitar a contaminação de testes específicos pela tromboplastina tecidual. Este tubo será usado para descartar o primeiro volume de sangue da coleta, onde está presente o fator de coagulação tromboplastina tecidual, que interfere em testes específicos de coagulação.

Nos casos em que a coleta for feita com escalpe e o primeiro tubo a ser colhido for o tubo de citrato ou um tubo de menor volume de aspiração, deve-se primeiro colher um tubo de descarte. O tubo de descarte deve ser utilizado para preencher o espaço morto do tubo vinílico do escalpe com sangue, assegurando a manutenção da proporção sangue/anticoagulante no tubo e, o volume exato de sangue que foi colhido dentro do tubo.

2.5.10 Sequência dos tubos na coleta de sangue

Figura 9. Sequência de coleta sanguínea segundo CLSI (GP41-7, 2017)

2.5.11 Coleta de sangue em pediatria e geriatria

Como o acesso venoso em pacientes pediátricos e geriátricos pode ser difícil, pois eles possuem veias menos calibrosas, o êxito de uma coleta nestes pacientes requer agulhas de menor calibre, escalpes e tubos de menor volume.

2.5.12 Coleta de sangue em queimados

Dependendo das condições do paciente queimado, deve-se manter uma via de acesso preservada para infusão. No caso de coleta de sangue, recomenda-se procurar uma veia cujo acesso esteja íntegro e facilitado. Esta coleta também requer agulhas de menor calibre, escalpes e tubos de menor volume. Em alguns casos, pode-se colher sangue por punção capilar, com lancetas e microtubos.

2.5.13 Coleta de gasometria

A análise dos gases sanguíneos em sangue VENOSO requer cuidados na escolha do material adequado a ser utilizado na coleta, na conservação da amostra e transporte imediato ao laboratório. A melhor opção está na utilização de seringa previamente preparada com heparina de lítio jateada na parede, com "balanceamento" de cálcio. O uso de seringa, de preparação "caseira", utilizando heparina de sódio líquida é aceitável, porém aumenta a possibilidade de interferência na dosagem de cálcio iônico, pois existe a possibilidade de a heparina ligar-se quimicamente ao cálcio, resultando em valores falsamente mais baixos do que o real. A introdução do cálcio em concentração "balanceada" nas seringas destinadas especificamente para coleta de gasometria e eletrólitos tem por finalidade minimizar os efeitos da queda deste íon na amostra. A heparina líquida, em excesso, pode ainda causar diluição da amostra, resultando valores incompatíveis com a situação clínica do paciente. As seringas específicas para a análise de gases sanguíneos, além de eliminarem o risco de diluição da amostra, asseguram a proporção exata entre volume de sangue e anticoagulante evitando, assim, a formação de micro coágulos que podem produzir resultados errôneos, bem como obstruir os equipamentos analisadores de gases sanguíneos. O volume de sangue coletado pode variar de 1 a 3mL.

Após a obtenção da amostra despreza-se a agulha, esgota-se o ar residual, veda-se a ponta da seringa com o dispositivo oclusor, e homogeneíza-se suavemente, rolando-a entre as mãos. O material necessita ser encaminhado de imediato ao laboratório, idealmente não excedendo o prazo de 15 minutos. O resfriamento do material em gelo auxilia sobre maneira na diminuição da atividade metabólica dos leucócitos, porém não assegura uma inibição completa. Deve-se evitar o contato direto da seringa com o gelo, isolando-a com papel, compressa ou similar, visando prevenir o congelamento da amostra, fato que inviabilizaria sua análise.

2.5.14 Coleta de hemocultura

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 de hemocultura:

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. Procurar 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. Deixar 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 requisitados, 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 (descrito nos frascos). 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.

Observação: seguindo orientações da Comissão de Controle de Infecção Relacionada à Assistência à Saúde (CCIRAS), quando houver pedidos sequenciais de coleta de hemocultura de sangue venoso de um mesmo paciente, o laboratório coletará apenas uma amostra. Para pedidos com hemoculturas de amostras variadas do paciente (Ex.: sangue venoso, ponta de cateter etc.) serão realizados todos os exames das diferentes amostras, respeitando a orientação de apenas uma hemocultura de sangue venoso. Com exceção a esta regra é o protocolo de endocardite, para o qual serão coletadas todas as amostras de hemocultura de sangue venoso solicitadas e pacientes do Serviço de Doenças Infecciosas e Parasitárias (DIP).

2.5.15 Coleta de sangue para teste oral de tolerância à glicose e outras provas funcionais

Provas funcionais são aquelas em que o organismo do paciente é estimulado ou suprimido, de alguma forma, antes da coleta do exame, por administração endovenosa ou ingestão de medicamento ou substância, por meio de exercícios ou, até mesmo, permanecendo por um período em repouso.

Recomenda-se que estes testes tenham acompanhamento médico e que o laboratório disponha de um local separado para sua realização. Devido à particularidade de se fazer coleta seriada de sangue para as provas funcionais, o uso de escalpe é o mais indicado e, em geral, o ideal é puncionar uma só vez este paciente.

Observação: A UACAP não realiza teste de tolerância à glicose, teste de tolerância à lactose e nem curva glicêmica de pacientes portadores de diabetes e em pacientes internados, apenas de origem ambulatorial.

2.5.16 Coleta de Testes de Coagulação

Para esse tipo de coleta, algumas das informações fornecidas são importantes durante a interpretação da análise de consistência dos resultados, tais como: nome da medicação em uso, horário da última tomada da medicação, horário da coleta e nome do flebotomista. Estas recomendações se apoiam em documentos "CLSI H21-A5 – *Collection, Transport, and Processing of Blood Specimens for Testing Plasma-Based Coagulation Assays and Molecular Hemostasis Assays; Approved Guideline* – 5th ed. Vol.28, 2008".

2.5.17 Coleta em pacientes trombolisados

Não há contraindicação de coleta, em veia periférica de fácil compressão, de sangue venoso em paciente trombolisado. A coleta arterial, quando muito necessária, deve ser feita pela equipe médica.

2.5.18 Comentários sobre a coleta

✓ Coleta com seringa deve ser evitada, mas caso seja utilizada deve-se empregar seringa com material cuja superfície não seja ativadora (polipropileno) e de pequeno volume, para não haver formação de microcoágulos.

✓ Cuidados maiores devem ser tomados na transferência do material da seringa para um

tubo de coleta. Deve-se manter um fluxo contínuo durante o processo de transferência, particularmente evitando-se o turbilhonamento de sangue;

✓ Deve-se colocar o volume correto indicado no tubo;

✓ Recomenda-se que o processo de homogeneização do sangue ao anticoagulante citrato ocorra num intervalo inferior a 1 minuto, após a coleta;

Segundo a literatura, os resultados de tempo de protrombina (TP) e o cálculo do *International Normalized Ratio* (INR) obtidos de pacientes normais, pacientes submetidos à terapia de anticoagulação oral com varfarina e pacientes com tempo de tromboplastina parcial ativado (TTPA) normal, não seriam afetados, se realizados no primeiro tubo coletado sem o tubo de descarte. No entanto, uma vez que os outros testes de coagulação podem ser afetados, nessa situação, é **aconselhável** fazer a coleta de um segundo tubo para as outras provas de coagulação ou realizar o procedimento de coleta do tubo de descarte.

Exames que exijam notificação só deverão ser coletados após a elaboração da ficha de notificação. A ficha deve ser disponibilizada à equipe de coleta antes da coleta do material, podendo ser deixada, de forma clara, no posto de enfermagem ou na caixa de solicitações de coleta. Amostas coletadas pelo própio setor solicitante, devem ser entregues no laboratório com a ficha de notificação devidamente preenchida.

2.6 Procedimentos de coleta de fezes

✓ O paciente deverá receber as instruções impressas para facilitar a coleta de fezes;

✓ As amostras deverão ser identificadas com nome do paciente, nº do RG do HC-UFTM, nome do médico, data e horário da coleta;

✓ Sempre observar, de acordo com o pedido médico e as instruções impressas, se o material pode ser coletado em frasco com conservante ou se apenas a fresco;

✓ Os recipientes deverão ser protegidos por um invólucro de plástico.

2.6.1 Protoparasitológico - Pesquisa de parasitos intestinais

✓ O recipiente utilizado deverá ser limpo, seco, de boca larga, com capacidade para 20-30g de fezes e ter vedação hermética para impedir o dessecamento da amostra;

✓ Para melhor preservação do material, utilizar frascos com conservante (por exemplo, COPROTEST ou PARATEST) que são sistemas integrados para coleta com conservante e transporte de material fecal. Esses sistemas, após a adição da amostra biológica (fezes) mantêm as formas parasitárias íntegras e bem preservadas, em temperatura ambiente por, pelo menos, trinta dias (4 semanas). Recomenda-se que o exame seja feito em até 10 dias após a adição da amostra fecal no líquido diluente/conservante;

✓ A amostra de fezes pode ser colhida espontaneamente em qualquer período do dia. É recomendado a coleta de uma série de três amostras, em dias alternados, com intervalos de 5 a 7 dias entre elas. Se houver suspeita de amebíase, um bom esquema é a coleta dia sim, dia não, durante um período de 10 dias. A coleta de três amostras aumenta a possibilidade do achado de diferentes parasitos, principalmente de protozoários;

✓ Se houver necessidade de usar laxantes para a coleta, os mais indicados são os laxantes salinos, como fosfato de sódio, sulfato de sódio tamponado e magnésio. Não se deve utilizar laxantes oleosos;

✓ O ideal é que a amostra seja coletada antes que o paciente receba algum tratamento geral ou local;

✓ As amostras líquidas devem ser observadas em, no máximo, 30 minutos, uma vez que os

trofozoítos de Giardia lamblia e Entamoeba histolytica morrem após este período;

✓ As amostras pastosas devem ser examinadas dentro de 1 hora após a coleta. Se não for possível observar essa orientação, o material deverá ser preservado em conservante ou, pelo menos, refrigerado (3°C a 5°C);

✓ As amostras sólidas podem ser estudadas em até 24 horas após a coleta, devendo ser refrigerada (3°C a 5°C).

2.6.2 Cultura de aeróbios e fungos

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 uma pequena porção de fezes frescas em frasco de boca larga com tampa de rosca. Preferir sempre as porções mucosas e sanguinolentas;

✓ Anotar o horário da coleta;

✓ Se a amostra não for entregue no laboratório em até uma hora após a coleta, conservar em geladeira (3°C a 5°C), no máximo por um período de 12 horas.

✓ Não se deve adicionar substâncias conservantes à amostra de fezes.

2.6.3 Pesquisa de sangue oculto

Também conhecida por sangue oculto e sangue nas fezes. É um exame que representa uma alternativa não invasiva, de baixo custo, fácil operacionalidade e boa efetividade na investigação de sangramentos causados por doenças gastrointestinais. Portanto, é um exame útil no rastreamento do câncer colorretal ou de seus precursores benignos, os pólipos, mesmo em indivíduos sem qualquer sintoma. Preparo:

✓ Não precisa de dieta específica para coleta das fezes;

✓ Coletar uma pequena porção de fezes frescas, sem uso de substâncias laxativas e sem contaminação da urina;

✓ Coletar em frascos de boca larga com tampa de rosca;

✓ Encaminhar ao laboratório no mesmo dia, ou no máximo, até o dia seguinte, desde que conservado em geladeira (3°C a 5°C);

✓ Não se deve adicionar substâncias conservantes à amostra de fezes.

Restrições à pesquisa de sangue oculto: este exame não deve ser realizado em pacientes com sangramento visível, com suspeita de câncer colorretal, com idade inferior a 40 anos, já rastreado por colonoscopia ou com resultado de pesquisa positiva na expectativa de um novo teste negativo.

2.6.4 Pesquisa de toxinas A e B de *Clostridium difficile,* Calprotectina, Pesquisa de Antígeno de *Helicobacter pylori, Cryptosporidium* sp. e Isospora sp.:

✓ Coletar uma pequena porção de fezes frescas em frascos de boca larga com tampa de rosca;

✓ Encaminhar ao laboratório no mesmo dia, ou no máximo, no dia seguinte, desde que conservado em geladeira (3°C a 5°C);

✓ Não se deve adicionar substâncias conservantes à amostra de fezes.

NOTA para os próximos procedimentos: identificar o material com todas as informações padronizadas e enviar ao laboratório o mais rápido possível juntamente com a solicitação médica devidamente preenchida. As lâminas, preferencialmente, devem ser enviadas dentro de um suporte. Na falta deste, elas devem ser afixadas sobre o pedido com fita crepe, por exemplo.

2.7 Material genital

Orientações à paciente:

- Não fazer uso de creme e/ou óvulo vaginal;
- Não fazer uso de ducha vaginal e/ou lavagem interna nas 48 horas anteriores ao exame;
- Recomenda-se que a paciente não esteja menstruada;
- A paciente deve estar em abstinência sexual por 2 dias, pelo menos;
- Não estar fazendo uso de antibióticos ou quimioterápicos.

Observação: a coleta deste material deve ser feita preferencialmente pela manhã, sem que a paciente tenha feito higiene íntima e que esteja há pelo menos 2 horas sem urinar.

2.7.1 Coleta material genital

✓ Lavar as mãos e calçar luvas de procedimentos;

✓ Colocar a paciente em posição ginecológica;

✓ Inserir um espéculo (sem lubrificante) na vagina e retirar o excesso de muco cervical com um *swab* ou gaze estéril.

- **Exame a fresco**

Colher material do canal vaginal com um *swab*, colocá-lo em um tubo com 1mL de solução fisiológica estéril, e homogeneizar.

- **Bacterioscopia**

Colher material do canal vaginal com um *swab* e fazer um esfregaço de forma homogênea, rolando o *swab* sobre a lâmina.

- **Cultura de aeróbios e fungos**

Inserir um *swab* estéril no canal vaginal e rodar por alguns segundos sobre o fundo do saco. Retirar e introduzir no meio de transporte Amies com carvão.

2.7.2 Coleta de secreção endocervical

✓ Lavar as mãos e calçar luvas de procedimentos;

✓ Inserir um espéculo (sem lubrificante) na vagina e retirar o excesso de muco cervical com um *swab* de algodão ou gaze estéril.

- **Exame a fresco**

Colher o material do canal endocervical com um *swab*, colocá-lo em um tubo com 1mL de solução fisiológica estéril e homogeneizar.

- **Bacterioscopia**

Colher material do canal endocervical com um *swab* e fazer um esfregaço de forma homogênea, rolando o *swab* sobre a lâmina.

- **Cultura de aeróbios e fungos**

Inserir um *swab* no canal endocervical até a ponta do *swab* não ser mais visível, rodar por alguns segundos, retirar evitando o contato com a parede vaginal, inserir este *swab* no meio de transporte Amies com carvão.

2.8 Secreção uretral

Orientações ao paciente:

- O paciente não deve manter relação sexual por 48 horas anteriores à coleta;
- Não tomar banho antes da coleta;
- Não fazer uso de medicamentos tópicos nas 12 horas que antecedem o exame;

- Estar no mínimo 2 horas sem urinar;
- Informar medicamentos em uso nos últimos 7 dias.

2.8.1 Procedimento para mulheres

✓ Lavar as mãos e calçar luvas de procedimentos;

✓ Estimular a eliminação da secreção massageando delicadamente a uretra contra a superfície púbica através da vagina.

- **Exame a fresco**

Colher o material da uretra com *swab* estéril, colocá-lo em um tubo com 1mL de solução fisiológica estéril e homogeneizar.

- **Bacterioscopia**

Colher o material da uretra com um *swab* estéril e fazer um esfregaço de forma homogênea, rolando o *swab* sobre a lâmina.

- **Cultura de aeróbios e fungos**

Colher o material com *swab* estéril e colocá-lo em meio de transporte Amies com carvão.

2.8.2 Procedimento para homens

✓ Lavar as mãos e calçar luvas de procedimentos;

✓ Fazer higiene da glande 2 vezes com gaze embebida em salina, iniciando pelo meato e a partir daí abrangendo toda a glande. Em seguida enxugar com gaze seca estéril;

✓ Fazer higiene da fossa navicular utilizando 1 *swab* comum estéril umedecido com solução fisiológica estéril, desprezar este *swab*, em seguida enxugar com outro *swab* estéril seco.

- **Exame a fresco**

Utilizar o mesmo *swab* que foi colhida a bacterioscopia e colocá-lo em um tubo com 1mL de solução fisiológica estéril.

- **Bacterioscopia**

Pressione suavemente a base do pênis, em direção à ponta, para que qualquer secreção presente no canal uretral se exteriorize pela abertura. Com um *swab* comum estéril, realizar a coleta introduzindo-o, se possível, de 2 a 3 cm no canal uretral e fazer um esfregaço de forma homogênea, rolando o *swab* sobre a lâmina.

- **Cultura de aeróbios e fungos**

Introduzir um *swab* alginatado estéril se possível a 4 cm no canal uretral e fazer cuidadosamente movimentos rotatórios. Colocar o *swab* em meio de transporte Amies com carvão.

2.9 Esperma

Orientações ao paciente

- O paciente deve estar no mínimo por 48 horas em abstinência sexual.
- Procedimento: bacterioscopia, cultura de aeróbio, fungos e pesquisa de fungos:
- O material é coletado por processo de masturbação;
- O paciente deve ejacular dentro de um frasco de boca larga e estéril.

2.10 Coleta *Swab* retal

✓ Lavar as mãos e calçar luvas de procedimentos;

✓ Usar *swab* de algodão, certificando-se de que a ponta da haste que suporta o algodão esteja bem revestida;

✓ Umedecer o *swab* em solução fisiológica estéril (não usar gel lubrificante) e inserir no esfíncter retal, fazendo movimentos rotatórios;
✓ Ao retirar o *swab* certificar-se que existe coloração fecal no algodão. O número de *swabs* depende das investigações solicitadas;
✓ Colocar o *swab* em meio de transporte (Amies com carvão, Stuart, NaCl 6,5% ou meio para *Enterococos* resistentes à Vancomicina- VRE).

2.11 Trato urinário
Orientações ao paciente

- A coleta deve ser feita pela manhã, preferencialmente, a primeira micção do dia, ou então após retenção de duas a três horas;
- Não fazer uso de creme/óvulo vaginal nas 24 horas que antecedem o exame;
- No dia do exame o paciente deve tomar banho pela manhã;
- Lavar muito bem, com água e sabão a região gênito-urinária;
- Enxaguar com bastante água para tirar o sabão;
- Secar com toalha limpa.

2.11.1 Procedimento em crianças
✓ Lavar as mãos e calçar luvas de procedimentos;
✓ Antissepsia rigorosa prévia dos genitais com água e sabão neutro e posterior secagem com gaze estéril.
✓ Bacterioscopia, cultura de aeróbios e fungos e pesquisa de fungos:
→ Ideal jato médio, bem indicado em crianças que urinam sob comando, usado também em lactentes;
→ Em lactentes em que não se consegue colher através do jato médio, pode-se usar o coletor de urina, porém ele deve ser substituído a cada 30 minutos e a cada troca a antissepsia deve ser refeita;
→ Casos especiais (recém-nascidos, lactentes de baixo peso e resultados repetidamente duvidosos) é indicada a punção vesical supra púbica, que deverá ser realizada por um médico.

2.11.2 Procedimento em adultos (sexo feminino)

- **Bacterioscopia, cultura de aeróbio, fungos e pesquisa de fungos:**

✓ A coleta de amostras de pacientes do sexo feminino deve ser feita supervisionada por um enfermeiro ou profissional capacitado. O processamento laboratorial deve ser feito dentro de duas horas ou as amostras deverão permanecer refrigeradas a 4 °C o menor tempo possível;
✓ Remover toda a roupa da cintura para baixo e sentar no vaso sanitário;
✓ Separar as pernas tanto quanto for 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 da frente para trás e certificar-se que está limpando por entre as dobras da pele, o melhor possível;
✓ Com outra gaze embebida em água enxaguar da frente para trás;
✓ Continuar afastando os grandes lábios para urinar. O primeiro jato de urina deve ser desprezado no vaso sanitário, colher o jato médio urinário no frasco de boca larga estérilfornecido pelo laboratório. Não encher o frasco;
✓ Fechar bem o coletor e caso haja algum respingo de urina na parte externa lavar e enxugar

o frasco coletor.

2.11.3 Procedimento em adultos (sexo masculino)

- **Bacterioscopia, cultura de aeróbio, fungos e pesquisa de fungos:**

✓ Fazer rigorosa antissepsia do genital com água e sabão neutro, afastando o prepúcio, enxaguar com água e secar com gaze estéril;
✓ Desprezar o 1º jato urinário;
✓ Colher no mínimo 5mL de urina do jato médio em frasco de boca larga estéril;
✓ O processamento laboratorial deve ser feito dentro de duas horas ou as amostras deverão permanecer refrigeradas a 4 °C até o momento da semeadura, no máximo por 24 horas.

2.11.4 Cultura para micobactérias e pesquisa de BAAR (Bacilo Álcool Ácido Resistente)

✓ A melhor amostra para este exame é todo o volume da primeira urina da manhã;
✓ Recomenda-se realizar este exame em 3 amostras, colhidas em dias consecutivos ou alternados para aumentar a sensibilidade do teste.
✓ É contraindicada a realização deste exame em urina de 24 horas.

2.11.5 Coleta de urina de pacientes com sonda vesical de demora

- **Bacterioscopia, cultura de aeróbio, fungos e pesquisa de fungos**

✓ Antes de colher a urina, a sonda deve ser mantida fechada por um período de 1 a 2 horas;
✓ Fazer antissepsia no dispositivo da sonda com álcool 70%;
✓ Coleta de 30 a 60 mL de urina, em frasco de boca larga estéril, com uso de agulha e seringa estéreis;
✓ Não deve ser utilizada a urina contida na bolsa coletora.

2.12 Trato Respiratório Inferior

2.12.1 Escarro

Orientações ao paciente

- Escovar os dentes somente com água (não utilizar creme dental) e enxaguar a boca várias vezes, inclusive com gargarejos;
- Tossir profundamente e escarrar no frasco fornecido pelo laboratório. É importante que o material coletado seja escarro e não saliva (não é o material para realização do exame);
- Colher somente uma amostra por dia, se possível o primeiro escarro da manhã antes da ingestão de alimentos.

✓ **Bacterioscopia e cultura de aeróbio:**

Pedir ao paciente para respirar fundo várias vezes e tossir profundamente, recolhendo a amostra em um frasco de boca larga estéril fornecido pelo laboratório. Caso haja algum respingo na parte externa lavar e enxugar o frasco.

✓ **Cultura de micobactérias, fungos e pesquisa de fungos:**

Pedir ao paciente para respirar fundo várias vezes e tossir profundamente, recolhendo a amostra em um frasco de boca larga estéril. Coletar pelo menos três amostras em dias consecutivos (colher apenas uma amostra por dia).

Em caso de pacientes com dificuldades para escarrar, esta amostra poderá ser induzida por inalação.

2.12.2 Aspirado traqueal

A coleta deve ser realizada por um profissional especializado, por exemplo: médico, fisioterapeuta ou enfermeiro.

✓ **Bacterioscopia, cultura de aeróbios, fungos, pesquisa de fungos, cultura de micobactérias e pesquisa de BAAR:**

O material é obtido diretamente por aspiração transtraqueal, evitando-se contaminação com o trato respiratório alto. Encaminhar imediatamente o material coletado em frasco de boca larga estéril ao laboratório e não refrigerar.

A cultura para pesquisa de bactérias só deve ser coletada com orientação da CCIRAS.

2.12.3 Lavado bronco-alveolar (BAL)

A coleta deve ser realizada por equipe médica especializada durante a broncoscopia.

Bacterioscopia, cultura para aeróbios, fungos, pesquisa de fungos, cultura para micobactérias e pesquisa de BAAR:

Encaminhar imediatamente o material coletado no frasco utilizado durante a broncoscopia ou em um frasco de boca larga estéril ao laboratório e não refrigerar.

2.13 Trato respiratório superior

2.13.1 Orofaringe

✓ Lavar as mãos e calçar luvas de procedimentos;

✓ Solicitar ao paciente que abra bem a boca;

✓ Instruir o paciente que respire profundamente e abaixar a língua do paciente com um abaixador de língua;

✓ Introduzir o *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 da mucosa abaixo;

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

- **Bacterioscopia**

Fazer um esfregaço de forma homogênea rolando o *swab* sobre a lâmina.

- **Cultura de aeróbios e fungos**

Utilizando outro *swab*, repetir o procedimento de coleta e introduzir o *swab* no meio de transporte (Amies, Amies com carvão ou Stuart).

2.13.2 Swab nasal

✓ Lavar as mãos e calçar luvas de procedimentos;

✓ Introduzir o *swab* estéril na narina do paciente até que seja encontrada resistência;

✓ Rodar o *swab* contra a mucosa nasal;

✓ Repetir o processo na outra narina.

Observação: caso a narina esteja muito seca, umedecer o *swab* em solução fisiológica estéril.

- **Bacterioscopia**

Fazer um esfregaço de forma homogênea rolando o *swab* sobre a lâmina.

- **Cultura de aeróbios, fungos e pesquisa de fungos**

Utilizando outro *swab*, repetir o procedimento de coleta e introduzir o mesmo no meio de transporte (Amies, Amies com carvão ou Stuart).

2.14 Ocular

✓ Lavar as mãos e calçar luvas de procedimentos;

✓ As amostras deverão ser coletadas antes da aplicação de antibióticos, soluções, colírios ou outros medicamentos;

✓ Desprezar a secreção purulenta, fazendo a limpeza do olho com solução fisiológica estéril;

✓ Colher o material da parte interna da pálpebra inferior ou do canto interno do olho usando um *swab* e fazendo suave rotação no local;

✓ Usar sempre dois *swabs* para cada olho.

- **Bacterioscopia:**

Fazer um esfregaço de forma homogênea rolando o *swab* sobre a lâmina.

- **Cultura de aeróbios, fungos e pesquisa de fungos:**

Utilizando outro *swab*, repetir o procedimento de coleta e introduzi-lo no meio de transporte (Amies, Amies com carvão ou Stuart).

2.15 Secreção de pele, escara, fístula, abscesso e exsudatos

✓ O paciente não deve fazer uso de pomadas ou antissépticos no dia da coleta.

✓ Lavar as mãos e calçar luvas de procedimentos;

✓ As margens e superfície da lesão devem ser limpas com solução fisiológica;

✓ Não coletar material purulento. Lavar toda a lesão com soro fisiológico 0,9% e coletar no tecido mais epitelizado;

✓ Coletar o material purulento localizado na parte mais profunda da ferida, utilizando de preferência, aspirado com seringa e agulha. Quando a punção com agulha não for possível, aspirar o material somente com seringa tipo insulina;

✓ *Swabs* (menos recomendados) serão utilizados quando os procedimentos acima citados não forem possíveis.

Observações:

✓ A limpeza da superfície das lesões ou abscessos abertos, antes da coleta do material é crítica para a interpretação do resultado;

✓ Não coletar o pus emergente. O material da parte mais profunda do sítio escolhido é o mais representativos e possuem maior viabilidade de microrganismos;

✓ A cultura de lesões secas e crostas não é recomendada;

✓ A coleta de ferida de queimadura deve ser realizada após extensa limpeza e debridamento da lesão. Biópsia de pele é a técnica mais recomendada;

- **Bacterioscopia, cultura de aeróbios, fungos e pesquisa de fungos:**

✓ Se a coleta do material for realizada com seringa e agulha enviar imediatamente ao laboratório.

✓ Se a coleta do material for realizada com *swab*, utilizar dois, um para bacterioscopia e o outro para fungos. Após a coleta do material um *swab* deverá ser introduzido no meio de transporte (Amies, Amies com carvão ou Stuart) e com o outro *swab* fazer um esfregaço de forma homogênea rolando-o sobre a lâmina.

2.16 Conduto auditivo externo e médio

✓ Não utilizar medicamento tópico nas 6 horas que antecedem a coleta do material para o exame;

✓ Não fazer uso de antimicrobianos nos 3 dias que antecedem a coleta do material para o exame.

- **Bacterioscopia:**

Depois de realizado o procedimento de coleta do material para cultura, com outro *swab* coletar o material fazendo rotação no canal auditivo e fazer um esfregaço de forma homogênea rolando o *swab* sobre a lâmina.

- **Cultura de aeróbios, fungos e pesquisa de fungos:**

✓ Lavar as mãos e calçar luvas de procedimentos;

✓ Remover a secreção superficial com um *swab* umedecido em solução fisiológica estéril e descartar. Com outro *swab*, coletar o material fazendo rotação no canal auditivo e em seguida inserir este *swab* no meio de transporte (Amies, Amies com carvão ou Stuart).

2.17 Ponta de cateter intravascular

Cateteres intravenosos são importantes fontes de bacteremia e fungemia, bem como causadores de complicações infecciosas no local da inserção. Quando existe suspeita de colonização no cateter, com a possibilidade de evolução para septicemia, a ponta do cateter deve ser cultivada. Cultura semi-quantitativa (método de Maki) da ponta de cateter é importante para determinar a relação entre colonização do cateter e *sepsis*. O resultado obtido, entretanto, depende de técnica adequada. Deve ser salientado que os mesmos cuidados de desinfecção utilizados na introdução do cateter devem ser adotados no momento da retirada. São cateteres aceitáveis para cultura semi-quantitativa: Central, CVP (cateter venoso periférico), Hickman, Broviac, periférico, arterial, umbilical, alimentação parenteral e Swan-Ganz.

✓ Não realizar cultura de ponta de cateter sem hemocultura.

Procedimento:

✓ Fazer uma rigorosa antissepsia da pele ao redor do cateter seguindo as normas preconizadas para a retirada deste;

✓ Remover o cateter e assepticamente cortar 5 cm da parte mais distal, ou seja, a que estava mais profundamente introduzida na pele. Não usar tesouras embebidas em soluções antissépticas.

- **Cultura de aeróbios e fungos:**

Colocar a ponta do cateter em um frasco cônico graduado estéril fornecido pelo laboratório. O material deve ser transportado imediatamente ao laboratório para que a microbiota original seja mantida. A presença de um número maior ou igual a 15 colônias de um único tipo de bactéria sugere que a ponta de cateter pode ser fonte de infecção.

2.18 Fluidos orgânicos (líquidos: pleural, peritoneal, pericárdico, biliar, sinovial e outros)

✓ A coleta deve ser realizada por equipe médica especializada;

✓ Fazer uma rigorosa antissepsia seguindo as normas preconizadas para o procedimento de punção;

✓ Obter a amostra através de punção percutânea ou cirúrgica. Quanto maior o volume da amostra, maior a probabilidade de isolamento do agente etiológico.

Orientações aos médicos:

✓ Antes da coleta, buscar o kit disponibilizado pela UACAP: 1 tubo de tampa roxa contendo anticoagulante EDTA e 2 tubos de tampa branca sem aditivos.

✓ Encaminhar a amostra aliquotada nos três tubos para o exame de rotina.

- **Bacterioscopia, cultura de aeróbio, fungos, pesquisa de fungos, cultura de micobactérias e pesquisa de BAAR:**

Encaminhar o líquido coletado em tubo seco estéril ou inoculado diretamente nos frascos de hemocultura, conforme segue:

✓ Cultura de aeróbio no frasco de tampa azul;
✓ Cultura de micobactérias e fungos frasco de tampa vermelha.
Encaminhar o líquido em um frasco estéril para bacterioscopia, pesquisa de fungos e pesquisa de BAAR.

2.19 Líquor
✓ A coleta deve ser realizada por equipe médica especializada;
✓ Recomenda-se jejum;
✓ Após antissepsia correta da pele realizar a coleta. Caso a coleta permita a disponibilidade de material apenas para um tubo, este deve ser estéril e o laboratório de microbiologia deverá ser o primeiro a manipulá-lo.
- **Bacterioscopia, cultura de aeróbio, fungos, pesquisa de fungos, cultura de micobactérias, pesquisa de BAAR e tinta da china:**

✓ Colher no mínimo 2mL de líquor e enviar ao laboratório imediatamente;
✓ O material para cultura não deve ser colocado em geladeira.

2.20 Micológico direto e cultura para fungos de unhas e lesões superficiais (pele, pelo e couro cabeludo)
Orientações gerais para todas as coletas:
- Suspender o uso de antifúngico ou outra medicação tópica 15 dias antes da coleta;
- Suspender o uso de antifúngico oral 30 dias antes da coleta;
- Esmalte com medicação antifúngica, retirar 15 dias antes da coleta;
- Esmalte comum retirar com 7 dias antes da coleta;
- Caso não possa suspender o tratamento, informar as medicações usadas neste período.

2.20.1 Lesões superficiais
✓ Limpar a superfície com álcool 70%;
✓ Quando apresentar fissuras ou estiver inflamado usar soro fisiológico estéril, que é necessário para remover bactérias, cremes ou pomadas.
Para amostras de pele usar um bisturi para raspar as bordas da lesão:
✓ É importante que a coleta seja feita nas bordas, porque é o sítio ativo da infecção;
✓ No centro da lesão pode haver resultado falso-negativo;
✓ No caso de vesícula, colher o teto da bolha e com *swab* colher o material líquido;
✓ Deve-se colher, raspando em vários pontos da lesão, procurando as bordas das lesões mais recentes;
✓ Nos casos em que não há escamas aparentes, procura-se raspar bem o local e retirar o material que for possível;
✓ Se o paciente tiver lesão úmida (frieira) entre os dedos das mãos ou pés (interdigital), colhe-se com o *swab*. Se a lesão for seca e descamativa, fazer a raspagem com bisturi;
✓ Quando não for possível o raspado opta-se pelo método de Porto, que consiste em usar fita adesiva tipo durex, principalmente quando a suspeita de pitiríase versicolor.

2.20.2 Amostras do couro cabeludo
✓ As amostras de lesões do couro cabeludo devem ser obtidas através da raspagem do local (colocar as amostras coletadas em placas ou frascos estéreis) ou coleta com *swab*;
✓ Raspar as escamas com bisturi;

✓ Deve-se colher os fios de cabelo em região de alopecia ou que apresentem brilho;
✓ Que sejam fáceis de serem pinçados (os cabelos infectados são facilmente removíveis);
✓ A amostra deve conter tocos de cabelo e as escamas de pele;
✓ Se a lesão for ao longo do cabelo ou pelo, como nódulos, por exemplo, esses devem ser cortados com tesoura ou com bisturi.

2.20.3 Coleta de unhas

✓ Limpar a superfície com álcool 70%. Não utilizar iodo;
✓ Os materiais obtidos podem ser colocados entre as lâminas (sanduíche) ou frascos estéreis e identificados separadamente para cada sítio a ser investigado;
✓ Os fragmentos de unhas alteradas podem ser colhidos, raspando-os com bisturi;
✓ Material que se deposita embaixo da unha (massa) pode ser retirado cuidadosamente com o bisturi, cureta ou espátula;
✓ Em casos de paroníquia (lesões na região da cutícula), colher as escamas e, se possível, o pus, com um *swab*;
✓ Se a lesão é uma mancha esbranquiçada embaixo da unha, raspar por cima da unha com o bisturi até chegar à parte com a lesão (desprezar este material e raspar todo o conteúdo da mancha).

3. FLUXOGRAMA

Devido a quantidade de situações que podem alterar a conduta laboratorial, e às particularidades de cada material a coletar, fica determinado a não confecção do fluxograma.

4. REFERÊNCIAS

1. Comitê de Coleta de Sangue da SBPC/ML e BD Diagnostics – Pre analytical Systems. Recomendações da Sociedade Brasileira de Patologia Clínica / ML para Coleta de Sangue Venoso. 1ª ed., São Paulo, 2005.

2. Medeiros, Eduardo Alexandrino S.; Wey, Sérgio B.; Guerra, Carla M. Diretrizes para a Prevenção e o Controle de Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde. São Paulo: Comissão de Epidemiologia Hospitalar, Hospital São Paulo, Universidade Federal de São Paulo; 2005.

3. Smeltzer, S. C.; Bare, B. G. Brunner & Studdarth - Tratado de Enfermagem Médico-Cirúrgica. 10ª edição, Editora Guanabara Koogan.

4. Centro de Medicina Diagnóstica Fleury. Manual de Exames. São Paulo: Fleury; 2003.

5. Resolução da Diretoria Colegiada n° 343, de 13 de dezembro de 2002. Agência Nacional de Vigilância Sanitária.

6. Miller, J. Michael. A guide to specimen management in clinical microbiology. 2ª edição, Washington: American Society Microbiology; 1999.

7. Brasil. Agência Nacional de Vigilância sanitária, Microbiologia Clínica para o Controle de infecção relacionada à Assistência à Saúde. Módulo 8: Detecção e identificação de fungos de importância médica/ Agência Nacional de Vigilância Sanitária. - Brasília: Anvisa, 2013.

8. Sidrim JJC, Rocha MFG: Micologia Médica à luz de autores contemporâneos. Guanabara Koogan, 2004.

9. Araujo, Maria Rita E. Hemocultura: recomendações de coleta, processamento e interpretação dos resultados. J Infect Control 2012; 1 (1): 08-19.

10. Manual de coleta em laboratório Clínico, PNCQ, quarta edição, 2023. Disponível em: https://pncq.org.br/wp-content/uploads/2023/06/Manual-de-Coleta_pagina-final-16-06-23.pdf.

11. RESOLUÇÃO ANVISA Nº 978, DE 6 DE JUNHO DE 2025. Dispõe sobre o funcionamento de Serviços que executam as atividades relacionadas aos Exames de Análises Clínicas (EAC). Fonte: https://www.legisweb.com.br/legislacao/?id=479369. Acesso em 22/10/2025.

12.Stacciarii, Thaís Santos Guerra, Cunha, Marina Higina Ribeiro; Procedimentos Operacionais Padrão em Enfermagem. São Paulo: Editora Atheneu, 2014.

13. NOTA TÉCNICA Nº ´p01/2018 GVIMS/GGTES/ANVISA - ORIENTAÇÕES GERAIS PARA HIGIENE DAS MÃOS EM SERVIÇOS DE SAÚDE, disponível em: https://www.gov.br/anvisa/pt-br/centraisdeconteudo/publicacoes/servicosdesaude/notas-tecnicas/nota-tecnica-01-2018-higienizacao-das-maos.pdf/view

14. Consenso Brasileiro para a Normatização da Determinação Laboratorial do Perfil Lipídico http://www.sbac.org.br/wp-content/uploads/2017/09/ConsensoOficial_PerfilLipidico_2016_v13.pdf. Acesso em 22/10/2025.

15.CLSI H21-A5 – *Collection, Transport, and Processing of Blood Specimens for Testing Plasma-Based Coagulation Assays and Molecular Hemostasis Assays; Approved Guideline* – 5th ed. Vol.28, 2008. Disponível em: https://clsi.org/media/1399/h21a5_sample.pdf Acesso em 31/10/2022.

5. HISTÓRICO DE ELABORAÇÃO/REVISÃO

Versão	Data	Descrição da ação/atualização
1	15/2/2018	Elaboração da 1ª versão do Procedimento Operacional Padrão (POP)
2	17/8/2020	Revisão e atualização
3	7/11/2022	Atualização e inserção em novo modelo
4	1º/8/2023	Revisão e atualização
5	6/4/2026	Atualização, de acordo com a RDC 978/2025 e fluxos internos da UACAP; inserção em novo modelo

6. RESPONSÁVEIS PELO DOCUMENTO

Elaboração da versão atual (versão 5) – data 15/1/2026
Ana Cláudia Corrêa da Silva, bióloga da Unidade de Análises Clínicas e Anatomia Patológica (UACAP)
Danilo Flávio Moraes Riboli, Danyelle Afonso Machado de Paulo, Leonardo Eurípedes Andrade Silva, Luísa Silva Nangi dos Santos, Marco Aurélio Stoppa, biomédicos da UACAP
Análise – data: 30/1/2026
Tatiana da Silva Campos, chefe da UACAP
Aprovação – data: 4/2/2026
Marisley Francisco, chefe da Divisão de Apoio Diagnóstico e Terapêutico (DADT)
Validação técnica – data: 11/3/2026
Raquel Bessa Ribeiro Rosalino, chefe da Unidade de Gestão da Qualidade e Segurança do Paciente (UGQSP)
Registro, validação de forma e revisão – data: 6/4/2026
Ana Paula Corrêa Gomes, coordenadora da Comissão de Gestão da Qualidade Documental

Elaboração da versão 4 – data: 1º/8/2023
Ana Claudia da Silva, Leonardo Eurípedes de Andrade e Silva, Fernanda Nobre Amaral Villani, Danilo Flavio Moraes Riboli, Luísa Silva Nangi dos Santos, Danyelle Afonso Machado de Paulo, membros da UACAP
Validação interna
André Luiz Maltos, médico da UACAP
Validação
Tatiana da Silva Campos, chefe da UACAP
Raquel Bessa Ribeiro Rosalino, chefe da UGQSP
Registro, análise e revisão
Ana Paula Corrêa Gomes, chefe da Unidade de Planejamento, Gestão de Riscos e Controles Internos (UPLAG)
Aprovação
Giuliano Cesar Silveira, chefe da DADT substituto

Elaboração da versão 3 – data: 7/11/2022
Ana Claudia Corrêa da Silva e Leonardo Eurípedes de Andrade e Silva, biomédicos da UACAP
Validação
Tatiana da Silva Campos, chefe da UACAP
Raquel Bessa Ribeiro Rosalino, chefe da UGQSP
Registro, análise e revisão
Ana Paula Corrêa Gomes, chefe da UPLAG
Aprovação
Marina Casteli Monteiro, chefe da DADT

Elaboração da versão 2 – data: 7/8/2020
Ana Claudia Corrêa da Silva e Leonardo Eurípedes de Andrade e Silva, biomédicos
Validação
Tatiana da Silva Campos, chefe da Unidade de Laboratório de Análises Clínicas e Anatomia Patológica
Fernanda Carolina Camargo, chefe do Setor de Vigilância em Saúde e Segurança do Paciente
Registro, análise, formatação e revisão
Ana Paula Corrêa Gomes, chefe da Unidade de Planejamento
Aprovação
Marina Casteli Monteiro, chefe da DADT

Elaboração da versão 1 – data: 15/2/2018
André Luiz Maltos, médico
Marina Casteli Monteiro, chefe da Unidade de Laboratório de Análises Clínicas e Anatomia Patológica
Validação
Eva Claudia Venancio de Senne, chefe da Unidade de Vigilância em Saúde e Qualidade Hospitalar
Rita de Cassia Rodrigues Reis, chefe da DADT
Registro, análise e revisão
Alice Prudente Borges, assistente administrativo da Unidade de Planejamento
Ana Paula Corrêa Gomes, chefe da Unidade de Planejamento
Aprovação
Colegiado Executivo

APÊNDICE A – Lista de verificação (*checklist*)

✓ Verificação de objetivo e escopo dos procedimentos, conforme RDC 978/2025;
✓ Verificação dos critérios de aceitação/rejeição de amostras;
✓ Verificação dos fluxos internos de coleta e de identificação/registros da rastreabilidade das amostras;
✓ Verificar procedimentos de biossegurança e de controle de qualidade.