



CURSO DE MEDICINA

CADERNO DIDÁTICO: BASES FUNCIONAIS DO CORPO HUMANO Ib

MARCOS TÚLIO ALVES DA ROCHA

CLAUDIA LOPES PENAFORTE

FERNANDA SILVA TORRES

IZABELA FERREIRA GONTIJO DE AMORIM

ELIANE DE SA LOPES LOMEZ

RENATO SANTIAGO GOMEZ

LUIS CARLOS ARAO

**Belo Horizonte
2025**

Lael Varella Educação e Cultura Ltda. - LVECL

Faculdade de Minas – FAMINAS-BH - Campus Belo Horizonte

Av. Cristiano Machado,12001 - Bairro Vila Clóris

31.760-000 – Belo Horizonte - MG Tel.: (31) 2126-3100

R672c Rocha, Marcos Túlio Alves da

Caderno didático: bases funcionais de corpo humano lb. / Marcos Túlio Alves da Rocha; Cláudia Lopes Penaforte; Fernanda Silva Torres; Izabela Ferreira Gontijo De Amorim; Eliane de Sa Lopes Lomez; Renato Santiago Gomez; Luis Carlos Arao. – Belo Horizonte: FAMINAS, 2025. 27p.

ISBN: 978-65-88341-30-8

1. Corpo Humano – funções. 2. Medicina - prática. 3. Material didático e instrucional. I. Rocha, Marcos Túlio Alves da. II. Penaforte, Cláudia Lopes. III. Torres, Fernanda Silva. IV. Amorim, ; Izabela Ferreira Gontijo de. V. Lomez, Eliane de Sa Lopes. VI. Gomez, Renato Santiago. VII. Arao, Luis Carlos. VIII. FAMINAS. IX. Título.

CDD 610

Ficha Catalográfica elaborada na Biblioteca Central - FAMINAS

ROCHA, Marcos Túlio Alves da; PENAFORTE, Cláudia Lopes; TORRES, Fernanda Silva; GONTIJO DE AMORIM, Izabela Ferreira; LOMEZ, Eliane de Sá Lopes; GOMEZ, Renato Santiago; ARAO, Luis Carlos. **Caderno didático**: bases funcionais de corpo humano lb. Belo Horizonte: FAMINAS, 2025. 27 p. Disponível em: <https://bibliotecadigital.faminas.edu.br/home>

SUMÁRIO

NORMAS DE BIOSSEGURANÇA, RECOMENDAÇÕES PARA AS AULAS PRÁTICAS NO LABORATÓRIO E ORIENTAÇÃO PARA A MONTAGEM DOS RELATÓRIOS/LAUDOS/ATIVIDADES	4
IDENTIFICAÇÃO DAS PRINCIPAIS VIDRARIAS DO LABORATÓRIO	7
UTILIZAÇÃO DAS PRINCIPAIS VIDRARIAS DE LABORATÓRIO	11
CURVA DE TITULAÇÃO DE UM AMINOÁCIDO, ESTUDO DO PH E O EFEITO DO SISTEMA TAMPÃO	13
IDENTIFICAÇÃO E DIFERENCIAÇÃO DE AMINOÁCIDOS EM CROMATOGRAFIA DE PAPEL....	15
UTILIZAÇÃO DAS PRINCIPAIS VIDRARIAS DE LABORATÓRIO: PIPETAS AUTOMÁTICAS (MICROPIPETAS).....	17
UTILIZAÇÃO DAS PRINCIPAIS VIDRARIAS DE LABORATÓRIO: AQUECIMENTO	19
IDENTIFICAÇÃO E DIFERENCIAÇÃO DE CARBOIDRATOS	21
IDENTIFICAÇÃO E DIFERENCIAÇÃO DE LIPÍDEOS	23
METABOLISMO MUSCULAR E ESTUDO ENZIMÁTICO	25

NORMAS DE BIOSSEGURANÇA, RECOMENDAÇÕES PARA AS AULAS PRÁTICAS NO LABORATÓRIO E ORIENTAÇÃO PARA A MONTAGEM DOS RELATÓRIOS/LAUDOS/ATIVIDADES

INTRODUÇÃO

Noções básicas de biossegurança e boas práticas de laboratório

As normas básicas de biossegurança e boas práticas consistem em um conjunto de regras e procedimentos de segurança que visam a eliminar ou minimizar os acidentes e agravos de saúde relacionados ao trabalho em laboratórios e em outros serviços de saúde.

OBJETIVOS E METODOLOGIA

Capacitar o estudante a compreender e aplicar os princípios fundamentais de biossegurança e as boas práticas essenciais para a operação segura e eficiente de um ambiente de laboratório, através da leitura, discussão e aplicação dessas posturas e condutas.

I. **Princípios de biossegurança:** Biossegurança trata-se do conjunto de medidas voltadas para a prevenção, controle, minimização ou eliminação dos riscos presentes nas atividades de pesquisa, produção, ensino, desenvolvimento tecnológico e prestação de serviços que podem comprometer a saúde do homem, dos animais, a preservação do meio ambiente e/ou a qualidade dos trabalhos desenvolvidos. O trabalho em laboratórios de saúde expõe os trabalhadores a riscos comuns a outros grupos profissionais e riscos específicos da sua atividade. Estes riscos são classificados em cinco grupos principais:

Risco de Acidente: é o risco de ocorrência de um evento negativo e indesejado do qual resulta uma lesão pessoal ou dano material (Ex.: queimaduras, cortes e perfurações).

Risco Ergonômico: qualquer fator que possa interferir nas características psicofisiológicas do trabalhador, causando desconforto ou afetando sua saúde (Ex.: movimentos repetitivos e postura inadequada de trabalho).

Risco Físico: está relacionado às diversas formas de energia, como pressões anormais, temperaturas extremas, ruído, vibrações, radiações ionizantes (Raio X, Iodo 125, Carbono 14), ultrassom, radiações não ionizantes (luz Infra-vermelha, luz Ultravioleta, laser, microondas), a que podem estar expostos os indivíduos.

Risco Químico: refere-se à exposição a agentes ou substâncias químicas na forma líquida, gasosa ou como partículas e poeiras minerais e vegetais, presentes nos ambientes ou processos de trabalho, que possam penetrar no organismo pela via respiratória, ou possam ter contato ou ser absorvidos pelo organismo através da pele ou por ingestão (Ex.: solventes, medicamentos, produtos químicos utilizados para limpeza e desinfecção, corantes).

Risco Biológico: está associado ao manuseio ou contato com materiais biológicos e/ou animais infectados com agentes biológicos que possuam a capacidade de produzir efeitos nocivos sobre os seres humanos, animais e meio ambiente.

Descarte do lixo no laboratório

- Lixo sólido comum
- Lixo contendo perfuro cortante
- Lixo sólido com resíduo químico
- Lixo Biológico

Normas de segurança e procedimentos durante as aulas práticas

1. Chegue rigorosamente no horário marcado para início da aula. Siga rigorosamente as instruções fornecidas pelo professor e/ou que constam no roteiro. Não beba e nem coma no laboratório. Não fume no laboratório. Não brinque no laboratório.
2. Converse com os colegas somente o necessário para o andamento da aula. Habitue-se ao trabalho de equipe. Respeite o trabalho do seu colega. Mantenha a bancada de trabalho limpa e em ordem durante as experiências.
3. Use jaleco, sapatos fechados e roupas apropriados. Não será permitida a presença do aluno sem jaleco e sem sapato fechado ou trajado de forma inadequada. O uso de luvas de procedimento é obrigatório em todas as aulas experimentais e cada aluno deve trazer o seu par de luvas descartável.
4. Uso de brincos expostos, pulseiras ou qualquer adereço exposto é perigoso, não use. Caso tenha cabelos longos, mantenha-os presos durante a realização dos experimentos.
5. Evite contato de qualquer substância com a pele. Se algum produto químico for derramado, comunique ao professor e limpe o local imediatamente. Em caso de acidente, procure imediatamente o professor, mesmo que não haja danos pessoais ou materiais. Comunique ao professor a quebra de qualquer instrumento.
6. Sempre antes de iniciar os procedimentos, coloque embaixo da estante de tubos uma folha de papel toalha (pegue no próprio laboratório).
7. Manuseie cuidadosamente o material, principalmente aparelhos e vidraria. Não mexa nos aparelhos sem antes aprender a usá-los ou receber instruções para isso. Quando ligar um aparelho elétrico, certifique-se antes que estará usando a tomada de voltagem certa para o mesmo.
8. Nunca pipete líquidos diretamente com a boca, utilize pipetadores. Não misture as pipetas e frascos em uso. Identifique-os com pincel atômico ou caneta hidrográfica.
9. Nos experimentos de espectrofotometria (se for o caso) limpe bem as celas e os filtros de luz com lenço de papel. Cuidado para não os arranhar. Depois de limpos, cuidado com o manuseio, principalmente com as mãos gordurosas.
10. Nunca aqueça o tubo de ensaio apontando sua extremidade aberta para um colega ou para si mesmo.
11. Não coloque sobre a bancada de laboratório bolsas, agasalhos, ou qualquer material estranho ao trabalho que estiver realizando. Coloque no Escaninho.

12. Consulte o professor antes de fazer qualquer modificação no andamento da experiência e na quantidade de reagentes a serem usados.
13. Antes de usar qualquer reagente, leia cuidadosamente o rótulo do frasco para ter certeza de que aquele é o reagente desejado. Nunca volte a colocar no frasco um reagente retirado em excesso e não usado. Ele pode ter sido contaminado.
14. Não ligue os ventiladores sem autorização do professor, e verifique a sua influência em chamas, gases e andamento do experimento de todo o laboratório.
15. Anote o nome de todos os materiais utilizados durante os experimentos para a montagem dos relatórios e tenha máxima atenção na metodologia para descrevê-la corretamente. Caso ocorra qualquer intercorrência nos procedimentos, deverá ser relatada.
16. Analise os resultados de cada experimento após o término. Procure tirar conclusões. Siga as orientações do professor para a montagem dos relatórios ou laudos que devem ser entregues no final de cada aula prática.
17. Ao término da prática, lave devidamente a vidraria usada. Cada equipe será responsável pela ordem e limpeza do local de trabalho, pela devolução em perfeito estado do material e equipamentos. **Não** descarte o as soluções na pia, DESCARTE todas as soluções em seus respectivos frascos de descarte de acordo com sua característica química. Ao lavar a vidraria utilize o **mínimo** de detergente possível! Fiquem atentos aos desperdícios de água durante a lavagem.

IDENTIFICAÇÃO DAS PRINCIPAIS VIDRARIAS DO LABORATÓRIO

INTRODUÇÃO

Como futuros médicos, vocês serão diariamente expostos a informações cruciais para o diagnóstico e tratamento de pacientes. Mas antes mesmo de chegarem a essa etapa, a jornada de vocês se inicia na bancada do laboratório. Dominar o conhecimento sobre as vidrarias de laboratório não é apenas uma exigência acadêmica, mas um passo fundamental para a sua formação profissional.

OBJETIVOS E METODOLOGIA

Domínio do instrumental: Conhecer os nomes, as funções e os cuidados de conservação de cada material de laboratório, é essencial.

Identificação precisa: Ser capaz de reconhecer os materiais solicitados nas instruções do professor, garantindo o uso do item correto para cada atividade.

Avaliação de competências: Participar de avaliações que validam sua habilidade em identificar e utilizar o material de laboratório de forma adequada.

PRINCIPAIS VIDRARIAS DO LABORATÓRIO

Balão volumétrico: apropriado para medidas sem erro apreciável em temperaturas mais ou menos 8°C acima e abaixo da indicada. Tratando-se de equipamento volumétrico aferido, não o submeter a altas temperaturas.

Erlenmeyer: usado em titulações, aquecimento, dissolução de substâncias e realização de reações.

Becker (Becher) ou Béquer: apropriado para reações, dissolução de substâncias, precipitações e aquecimento de líquidos.

Funil (com ou sem estrias): o funil é utilizado para filtração.

Tubo de ensaio (com ou sem tampa): para reações em pequena escala. Pode ser aquecido diretamente na chama do bico de Bunsen, desde que manuseado cuidadosamente.

Bastão de Vidro ou bagueta: haste maciça de vidro com que se agitam misturas, facilitando reações.

Proveta: mede e transfere volumes de líquidos. Não oferece grande precisão e não deve ser aquecida.

Pipeta graduada (a) e pipeta volumétrica (b): são utilizadas para medir com exatidão e transferir pequenos volumes de líquido.

Bico de Bunsen: é a principal fonte de aquecimento usada em laboratório

Suporte universal: empregado para sustentação de peças.

Tripé de ferro: utilizado com a tela de amianto para aquecimento.

Tela de amianto: protege peças submetidas a aquecimento distribuindo uniformemente o calor.

Anel ou argola: usado para sustentar o funil quando preso à haste do suporte universal.

Pinça simples: espécie de braçadeira para prender certas peças (bureta, termômetro e etc, ao suporte universal.

Suporte para tubos de ensaio: usada para alojar os tubos durante testes qualitativos.

Pinça de madeira: usada para segurar tubos de ensaio em aquecimento.

Vidro de relógio: usado para evaporação ou como tampa em análises gravimétricas, evitando contaminação ou perdas de amostra.

Bureta: usada para medir volumes com exatidão em titulações volumétricas.

Almofariz: usados para triturar sólidos.

Pinça metálica ou tenaz: para manipular objetos aquecidos.

Pisseta: frasco para lavagem de materiais ou amostras sólidas durante filtração por meio de jatos de água, álcool ou outros solventes.

Micropipeta: medir pequenos volumes com precisão, podem ser reguláveis ou de volume fixo. Devem sempre utiliza-las com ponteiras.

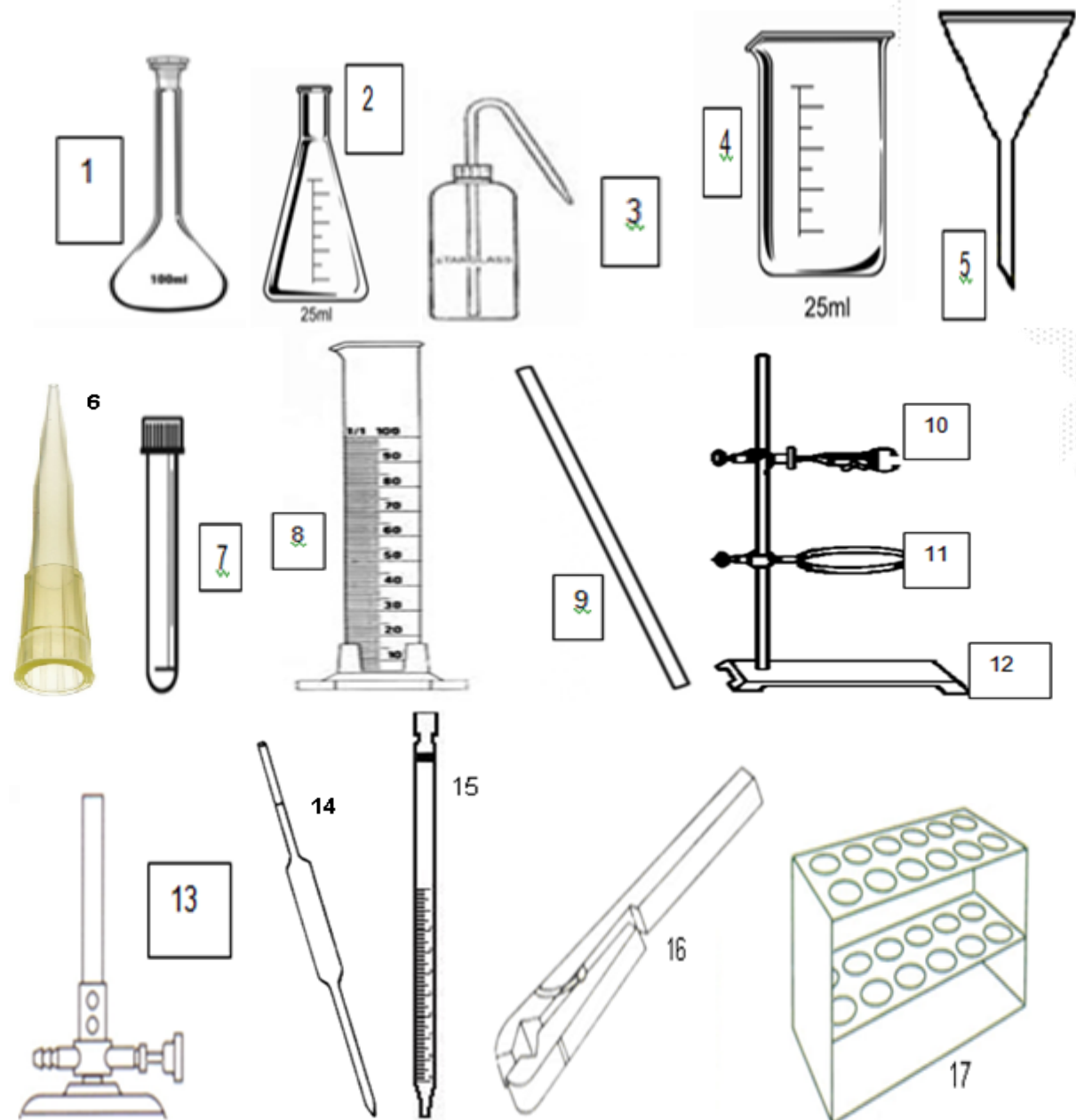
Pipeta de Pasteur: transferência de volumes ou gotas, são utilizadas em casos onde não é necessária grande precisão do volume transferido.

Pipetador: Utilizado para criar pressão para subir e desprezar o líquido em pipetas de vidro.

Eppendorf, também designado por tubo de microcentrífuga, é um pequeno tubo de plástico (vulgarmente polipropileno) com formato cilíndrico e fundo cônico, com tampa acoplada. O tubo de Eppendorf mais comum é o de 1,5 mL (4 cm) mas existem tubos ainda menores (200 µL). Utilizado também para armazenar temporariamente pequenos volumes de soluções.

Ponteiras: Utilizadas na extremidade das micropipetas, única parte que pode entrar em contato com as soluções.

Materiais Básicos de uso de Laboratório





UTILIZAÇÃO DAS PRINCIPAIS VIDRARIAS DE LABORATÓRIO

INTRODUÇÃO

A jornada de um estudante de medicina é pautada pela precisão e pelo rigor científico, e isso começa muito antes do contato com o paciente. No ambiente de laboratório, essa precisão se traduz no uso correto das vidrarias e instrumentos.

OBJETIVOS

Dominar a técnica de manuseio de cada material não é apenas uma exigência acadêmica, mas um pilar essencial para a sua formação como profissional de saúde.

O uso correto de um balão volumétrico, por exemplo, garante a exatidão de uma diluição. Uma pipeta bem calibrada assegura que a quantidade de substância transferida seja exatamente a necessária. Pequenos erros no manuseio podem levar a resultados distorcidos, invalidando um experimento, comprometendo a análise de uma amostra biológica e, conseqüentemente, a tomada de decisões clínicas.

METODOLOGIA

ORIENTAÇÕES BÁSICAS PARA EMPREGO DE PIPETAS

A leitura do menisco (menisco côncavo parte inferior tocando na linha) se faz ao nível do olho. Para retirar o líquido da pipeta, toca-se a ponta da mesma na parede interna do recipiente, mantendo a pipeta na posição vertical. **Não se sopra a pipeta.** Verifique no topo da pipeta o volume total e a escala de graduação.

Observe atentamente como utilizar a pêra de sucção:

- 1- Pressione a válvula A e ao mesmo tempo o bulbo maior da pêra para criar a pressão negativa para sucção.
- 2- Encaixe a pipeta no orifício com a válvula S e encoste a ponta da pipeta no líquido. Pressione a válvula S (subir o líquido) sugando o líquido cuidadosamente até o orientado de acordo com o tipo de pipeta.
- 3- Pressione no local de escoamento a válvula E (esvazia a pipeta) para liberar o líquido.
- 4- Com o polegar, tampe o orifício do bulbo inferior e pressione para eliminar o volume residual da pipeta.
- 5- Ao retirar a pipeta, cuidado para não quebrar a ponta da mesma. Guarde a pêra com Ar (cheia)

Procedimento 1: ESCOLHA E USO CORRETO DAS PIPETAS

Medir soluções incolores e/ou coradas com precisão transferindo-as para tubos de ensaio discriminando o material utilizado:

Cada aluno deverá pipetar 2.000 **microlitros** de água destilada ou deionizada em um tubo de ensaio diferente. Comparar o volume dos tubos, tirar conclusões e descartar. Preste atenção nas vidrarias escolhidas para o procedimento.

Procedimento 2: OPERAÇÃO COM BURETA E PROVETA

Esse procedimento somente 1 integrante do grupo irá realizar, os demais irão auxiliar, ou seja, não é para repetir o procedimento.

Mantenha um béquer sob a torneira da bureta para capturar qualquer gotejamento acidental. Para lavar a bureta, encha-a com água destilada ou deionizada, utilizando um funil e uma pisseta. Remova o funil e escoe toda a água em um béquer de descarte.

Em seguida, encha a bureta novamente, ultrapassando a marca de zero. Remova as bolhas de ar da extremidade inferior, se houver, e ajuste o menisco na marca de zero, fazendo a leitura na altura dos olhos e descartando o excesso de líquido em um béquer de descarte.

Transfira, sucessivamente, os volumes de 1,00 mL, 2,50 mL e 16,50 mL para o mesmo béquer vazio de 100 mL, fazendo as leituras sempre na altura dos olhos. Separe este béquer para uma análise comparativa posterior, sem descartar seu conteúdo.

Encha a bureta mais uma vez com água destilada ou deionizada, ultrapassando a marca de zero. Ajuste o menisco novamente para o zero, utilizando o béquer de descarte. Por fim, transfira 20 mL de água da bureta diretamente para uma proveta e compare o volume marcado com o do béquer que foi reservado, analisando o procedimento.

CURVA DE TITULAÇÃO DE UM AMINOÁCIDO, ESTUDO DO pH E O EFEITO DO SISTEMA TAMPÃO

INTRODUÇÃO

Um aminoácido é qualquer molécula que contém simultaneamente grupos funcionais amina e ácido carboxílico. A presença dos grupos amina e carboxila propiciam aos α -aminoácidos um caráter anfotérico em solução aquosa, ou seja, um comportamento tanto de ácido como de base. Em valores de pH 6,0 – 7,0, os aminoácidos existem predominantemente na forma dipolar iônica, denominada zwitterion (do alemão “íon híbrido”). Em faixas extremas de pH, por outro lado, eles se apresentarão como espécies iônicas diferentes. Portanto, os aminoácidos possuem no mínimo dois grupos (pois o R também pode ser ionizável) que podem sofrer protonações e desprotonações e essas reações dependerão do pH da solução em que os aminoácidos se encontram.

Pode-se estudar a dissociação dos prótons de um aminoácido em solução realizando-se uma curva de titulação e observando-se a variação do pH do meio com o auxílio de um medidor de pH (ou pHmetro). A titulação de um aminoácido consiste na remoção gradual de prótons através da adição de uma base (como NaOH) e a curva de titulação corresponde ao gráfico dos valores de pH da solução em função do volume de base adicionado. Essa curva revela os pKs (que são formas de expressão das constantes de dissociação K_a) dos grupos ionizáveis do aminoácido (lembre-se que $pK_a = -\log K_a$). À medida que a base é adicionada, a curva passa apresentar estágios distintos, que dependem da concentração de cada uma das formas doadoras de prótons.

Assim, para um α -aminoácido simples monocarboxílico, observaremos três pontos de inflexão na curva: A) um ponto no qual o pH é igual ao valor do pK do grupo carboxílico, onde estão presentes quantidades equimolares das formas A (carga líquida = +1) e B (carga líquida = 0); B) um ponto no qual o valor de pH corresponde ao ponto isoelétrico (pI) do aminoácido, onde a forma B está principalmente presente; e C) um ponto no qual o pH é igual ao valor do pK do grupo amina, onde estão presentes quantidades equimolares das formas B e C (carga líquida = -1). Portanto, cada aminoácido apresentará uma curva específica, já que esta depende das interações intramoleculares que o compõem. Além disso, alguns aminoácidos apresentarão mais de 2 valores de pK, uma vez que possuem mais um grupo ionizável no seu grupamento R.

OBJETIVOS E METODOLOGIA

Ao dominar a titulação de um aminoácido, o futuro médico não está apenas aprendendo a realizar um experimento, mas sim a visualizar e compreender o **conceito de tampão biológico**. Ele entende por que certas moléculas são capazes de resistir a mudanças bruscas de pH, mantendo o ambiente interno do corpo estável. Essa habilidade analítica se traduz em um conhecimento mais profundo sobre a fisiologia, a bioquímica e a farmacologia, permitindo uma melhor interpretação de exames e uma compreensão mais holística da saúde do paciente.

Com a solução de glicina e o indicador de pH já no béquer, coloque o recipiente sobre a placa de agitação magnética. Em seguida, adicione a barra magnética e ligue a agitação em uma velocidade moderada. Inicie a adição da solução de hidróxido de sódio (NaOH) da bureta, de forma lenta e gradual, seguindo o comando do professor. Durante esse processo, monitore e anote o volume de NaOH adicionado, além do pH da solução (caso esteja utilizando um pHmetro) em intervalos regulares, o que permitirá a construção da curva de titulação. Siga as orientações do professor para a discussão e resolução da atividade contextualizada.

IDENTIFICAÇÃO E DIFERENCIAÇÃO DE AMINOÁCIDOS EM CROMATOGRAFIA DE PAPEL

INTRODUÇÃO

A cromatografia é um processo pelo qual misturas complexas de moléculas são separadas por muitas partições repetitivas entre uma fase que se move e uma fase estacionária. Esse método nos permite encontrar os valores de R_f específicos para cada aminoácido, sendo: $R_f = \text{distância percorrida pela substância} / \text{distância percorrida pela fase móvel}$. Na prática, a distância percorrida pelo soluto mede-se desde o ponto de aplicação ou o ponto de partida da amostra até o extremo.

OBJETIVOS E METODOLOGIA

Para um estudante de medicina, entender como a cromatografia funciona capacita-o a **interpretar exames laboratoriais** com maior profundidade. Ao invés de apenas ler um resultado, o futuro médico saberá como ele foi obtido e o que significa. Essa compreensão analítica é essencial para uma tomada de decisão mais informada e para aprimorar o pensamento crítico, habilidades que o acompanharão por toda a sua carreira. Em última análise, a cromatografia é uma ponte entre a pesquisa de bancada e o leito do paciente, fornecendo as ferramentas para um diagnóstico preciso e um tratamento eficaz.

Essa prática baseia-se na aplicação de amostras específicas numa folha de papel Whatman número 1. Para tal, traçar na tira de papel uma linha transversal como referência para o ponto de origem, a lápis, a 2 cm da borda (que será a borda inferior). Marcar 4 pontos equidistantes levemente com lápis ou lapiseira de grafite. Aplicar com o capilar (ou a ponteira) sobre a linha transversal a solução de aminoácido conforme orientação do professor em cada ponto. Em seguida esperar as manchas secarem totalmente.

Colar o papel num bastão de vidro com fita adesiva. Adicionar um pouco do solvente de corrida no béquer ou cuba cromatográfica. Colocar a ponta do papel mergulhada no solvente tomando-se o cuidado de não deixar a marca onde foram aplicadas as amostras em contato direto com o solvente. Deixar o solvente percorrer todo o papel (mais ou menos 40 minutos).

Retirar o papel e marcar com lápis o nível onde o solvente atingiu, secar na estufa ou sobre uma superfície aquecida. Mergulhar o papel na solução de ninhidrina (0.25%). Deixar secar. Marcar com lápis no centro das manchas do papel, com auxílio de uma régua determinar as distâncias percorridas e encontrar os valores de R_f . Nomear e comparar os aminoácidos padrão com os da solução desconhecida bem como identificar todos os pontos (quais são os aminoácidos) comparando com os demais grupos.

Siga as orientações do professor, e monte os pontos de acordo com a tabela abaixo:

Grupo A	Ponto 1 = X	Ponto 2 = Y	Ponto 3 = Z	Ponto 4 = W
Grupo B	Ponto 1 = Y	Ponto 2 = X	Ponto 3 = W	Ponto 4 = Z
Grupo C	Ponto 1 = Z	Ponto 2 = W	Ponto 3 = X	Ponto 4 = Y
Grupo D	Ponto 1 = W	Ponto 2 = Z	Ponto 3 = Y	Ponto 4 = X
Grupo E	Ponto 1 = Y	Ponto 2 = W	Ponto 3 = Z	Ponto 4 = X
Grupo F	Ponto 1 = Z	Ponto 2 = X	Ponto 3 = Y	Ponto 4 = W
Grupo G	Ponto 1 = W	Ponto 2 = X	Ponto 3 = Z	Ponto 4 = Y

UTILIZAÇÃO DAS PRINCIPAIS VIDRARIAS DE LABORATÓRIO: PIPETAS AUTOMÁTICAS (MICROPIPETAS)

INTRODUÇÃO

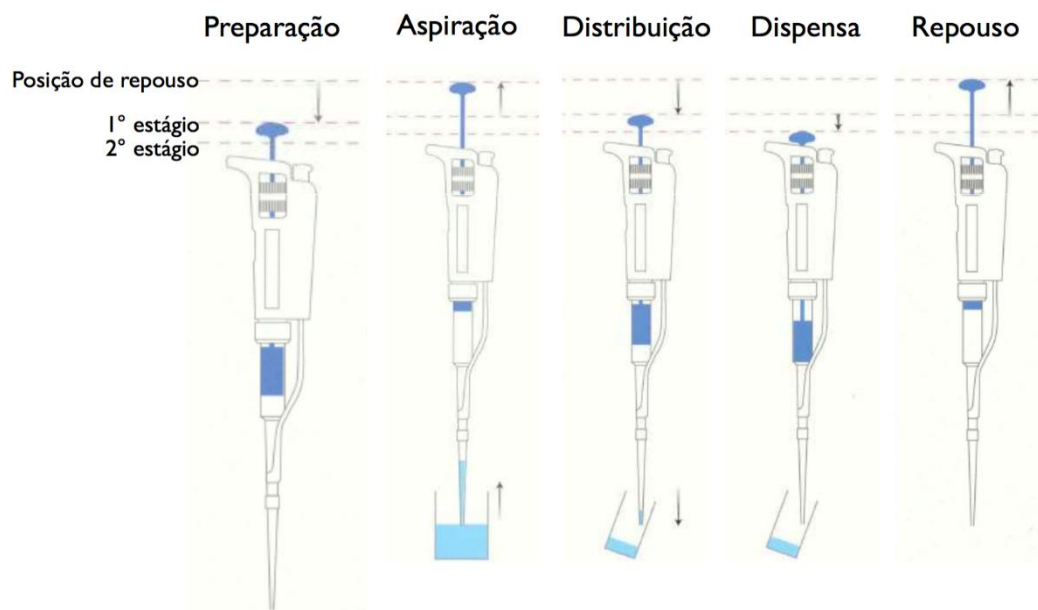
As atividades em um laboratório exigem do aluno não apenas o conhecimento das vidrarias e aparelhos disponíveis, mas também a forma correta de utilização de cada um deles.

OBJETIVOS E METODOLOGIA

No universo da pesquisa e do diagnóstico, a micropipeta é a ferramenta que garante a exatidão no manuseio de volumes minúsculos de fluidos. Desde a preparação de amostras para PCR até a realização de ensaios enzimáticos, um erro de pipetagem pode comprometer todo um experimento ou, pior, levar a um diagnóstico incorreto. Para o futuro médico, entender a calibração, o uso correto dos ponteiros (tips) e a técnica de aspiração e dispensação de líquidos com a micropipeta é essencial. Essa competência assegura que os resultados de exames como hemogramas, dosagens hormonais e testes genéticos sejam confiáveis, permitindo uma interpretação precisa do quadro clínico do paciente.

ORIENTAÇÕES BÁSICAS PARA EMPREGO DE MICROPIPETAS

No uso da micropipeta seguir orientação do professor para a técnica de pipetagem correta, direta (mais utilizada) ou reversa (melhor para líquidos viscosos ou propensos a formar bolhas). Cuidado ao imergir a ponteira, uma vez que o volume externo na ponteira faz muita diferença na precisão de pequenos volumes.



Fonte: UFSCAR <http://www.ufscar.br/>

Procedimento:

USO CORRETO DAS PIPETAS AUTOMÁTICAS

Primeiramente, cada estudante deve pipetar 250 microlitros de água destilada ou deionizada em um tubo de ensaio individual. Repita o procedimento, pipetando 500 microlitros em um segundo tubo e, por fim, 2.000 microlitros em um terceiro. Ao final de cada etapa, compare os volumes nos tubos para tirar as conclusões necessárias e descarte o conteúdo. Durante todo o processo, preste atenção na escolha e no manuseio das vidrarias adequadas para cada volume.

UTILIZAÇÃO DAS PRINCIPAIS VIDRARIAS DE LABORATÓRIO: AQUECIMENTO

INTRODUÇÃO

Dominar as atividades de laboratório exige mais do que apenas reconhecer o material. É crucial que o aluno entenda a função de cada vidraria e equipamento e, principalmente, aplique a técnica correta para cada procedimento. A precisão e a segurança, que são fundamentais para o desenvolvimento de qualquer experimento, dependem diretamente do uso adequado de cada ferramenta, garantindo a confiabilidade dos resultados.

OBJETIVOS E METODOLOGIA

A prática de aquecimento em laboratório vai muito além do simples manuseio do bico de Bunsen. Para o estudante de medicina, essa atividade é crucial para compreender os efeitos da temperatura nas reações bioquímicas, um conceito vital para a fisiologia e a patologia humana. O objetivo desta prática é capacitar o aluno a aplicar técnicas seguras de aquecimento, compreendendo a importância do manuseio correto de equipamentos para evitar acidentes e garantir a integridade das amostras.

Procedimento:

OPERAÇÃO COM BICO DE GÁS e AQUECIMENTO EM BANHO MARIA

ATENÇÃO: Defina um integrante do grupo que será responsável pelo trabalho com o fogo. Antes de iniciar o processo de acendimento ele deve **RETIRAR** as luvas e só voltar a utilizá-las após apagar a chama no final da aula, se for o caso. Chame o professor antes de ligar o bico de Bunsen.

Em dois tubos de ensaio, adicione 2 mL da solução corada em cada um. Em outros dois tubos, coloque 2 mL de água destilada ou deionizada. Rotule todos os quatro tubos com uma caneta hidrográfica, atentando-se para o local ideal de escrita, já que serão submetidos a um banho-maria.

Em seguida, forre o fundo de um béquer de 500 mL com pérolas de ebulição e adicione aproximadamente 200 mL de água da torneira. Coloque os quatro tubos de ensaio no interior do béquer. Antes de acender o bico de Bunsen, chame o professor para garantir o procedimento correto. Posicione o béquer sobre a tela refratária que estará apoiada no tripé de ferro para aquecimento.

Durante o aquecimento, mantenha o rosto afastado e observe o processo. Ao iniciar a fervura, desligue o bico de Bunsen e aguarde o béquer esfriar para reorganizar a bancada.

(ATENÇÃO: VERIFICAR COM O PROFESSOR SE SERÁ NESSE DIA!)

Procedimento 2:

OPERAÇÃO COM BICO DE GÁS

ATENÇÃO: Defina um integrante do grupo que será responsável pelo trabalho com o fogo. Antes de iniciar o processo de acendimento ele deve RETIRAR as luvas e só voltar a utilizá-las após apagar a chama no final da aula, se for o caso. Chame o professor antes de ligar o bico de Bunsen.

Inicie transferindo aproximadamente um quarto do volume de um tubo de ensaio com água destilada ou deionizada. Com o auxílio de uma pinça, aqueça o tubo na chama do bico de Bunsen, agitando-o continuamente para evitar a projeção do líquido. Durante o aquecimento, certifique-se de que a boca do tubo esteja sempre direcionada para longe de você e de outras pessoas, e tenha cuidado com o vidro quente.

Antes de usar, verifique a entrada de ar no bico de Bunsen para garantir uma chama azul e uniforme. Ao finalizar a sua parte do experimento, não deixe gás residual na mangueira. Consulte o professor para o procedimento de desligamento correto do gás. Após todos os grupos concluírem o uso, a liberação de gás principal deve ser fechada.

IDENTIFICAÇÃO E DIFERENCIAÇÃO DE CARBOIDRATOS

INTRODUÇÃO

Carboidratos são biomoléculas constituídas principalmente por carbono, hidrogênio e oxigênio. Dentre as diversas funções atribuídas aos carboidratos, a principal é a energética. Também atuam como elementos estruturais e de proteção na parede celular das bactérias, fungos e vegetais, bem como em tecidos conjuntivos e envoltório celular de animais. Agem como lubrificantes das articulações esqueléticas e fornecem coesão entre as células. Podem funcionar como sinalizadores celulares. Alguns carboidratos, como a ribose e a desoxirribose, fazem parte da estrutura de nucleotídeos e dos ácidos nucleicos.

OBJETIVOS E METODOLOGIA

A identificação de carboidratos tem aplicações diretas no diagnóstico clínico. Em exames de urina, a presença de glicose pode indicar diabetes, enquanto a detecção de outros açúcares pode ser um sinal de doenças metabólicas raras. Além disso, o conhecimento sobre a estrutura dos carboidratos é essencial para a farmacologia. Muitos medicamentos, incluindo antibióticos e quimioterápicos, contêm anéis de açúcar em sua estrutura, e entender a sua bioquímica ajuda a compreender seus mecanismos de ação.

Nomear os tubos de ensaio na sua parte superior conforme a indicação do quadro abaixo (avalie quantos tubos de ensaio serão necessários).

Após a realização do experimento, preencha a tabela colocando como positivo ou negativo para cada substância testada em cada teste.

Carboidrato	Teste Lugol (Iodo)	Teste Benedict	Teste Seliwanoff	Nome do carboidrato identificado
1				
2				
3				
4				

ATENÇÃO: Os testes são colorimétricos, logo é fundamental para o controle do positivo verificar anteriormente qual é a cor das soluções antes de entrar em contato com os reagentes e comparar as mudanças evidentes.

Procedimento A: TESTE DE IODO (Iugol):

Em um tubo de ensaio, coloque 1 mL da solução de carboidrato que será identificada. Em seguida, adicione uma gota da solução de Iugol.

Procedimento B: TESTE DE SELLIWANOFF e TESTE DE BENEDICT

Em um tubo de ensaio, coloque 1 mL da solução de carboidrato a ser analisada. Em seguida, adicione 1 mL do reagente de Seliwanoff e misture bem. Repita o procedimento em outro tubo de ensaio: coloque 1 mL da solução de carboidrato e adicione 1 mL do reativo de Benedict, misturando a solução.

Coloque em um béquer de 500 ml, aproximadamente 200 ml de água corrente (da torneira), e posicione-o sobre a tela de amianto no tripé de ferro para aquecimento e coloque TODOS os tubos **do procedimento B** dentro desse béquer (banho Maria). **ATENÇÃO: Defina um integrante do grupo que será responsável pelo trabalho com o fogo. Antes de iniciar o processo de acendimento ele deve RETIRAR as luvas e só voltar a utilizá-las após apagar a chama no final da aula, se for o caso. Chame o professor antes de ligar o bico de Bunsen.** Assim que iniciar a fervura da água no béquer desligue o fogo e continue observando e analisando as alterações até o béquer esfriar. **Não retire os Tubos nem mexa no Béquer, ambos estarão extremamente quentes.** Aguarde esfriar para lavar

IDENTIFICAÇÃO E DIFERENCIAÇÃO DE LIPÍDEOS

INTRODUÇÃO

Os lipídios (lipos, em grego, significa gordura) constituem uma classe de compostos caracterizados por sua alta solubilidade em solventes orgânicos e por serem praticamente insolúveis em água. Apresentam estrutura bastante variada e exercem diversas funções biológicas, como reservas de energia e componentes de membranas e outras estruturas celulares; eles próprios ou seus derivados têm também função de vitaminas e hormônios. São indispensáveis na dieta dos seres humanos, por incluírem os ácidos graxos essenciais e as vitaminas lipossolúveis (Marzzoco, 2015).

OBJETIVOS E METODOLOGIA

O conhecimento sobre a identificação de lipídeos também tem aplicações diretas no diagnóstico e na terapêutica. A análise de exames de sangue que medem o colesterol e os triglicerídeos é uma rotina na prática médica. Ao realizar a prática de identificação, o estudante de medicina não apenas decora nomes, mas internaliza os princípios que sustentam esses testes. Isso capacita o futuro médico a interpretar resultados de forma mais crítica, a entender o porquê certas dietas ou medicamentos são prescritos e a fornecer um tratamento mais eficaz.

Inicie o procedimento rotulando os béqueres de acordo com as soluções a serem utilizadas. Em seguida, solicite ao professor o volume necessário de cada solução, atentando-se à tabela fornecida para garantir a quantidade correta para toda a atividade. Durante a prática, siga a sequência de passos descrita na tabela. Ao final, realize a limpeza do material, descartando as soluções no recipiente apropriado para resíduos e as ponteiros usadas em um béquer específico. Certifique-se de que os tubos estejam completamente limpos, sem resíduos de gema ou de sabão.

Procedimento

ATENÇÃO: Siga a ordem pelas COLUNAS da tabela

Tubos	Temperatura	Reagente 1	Reagente 2	Procedimento	Reagente 3	Procedimento	Procedimento
Tubo 1	Ambiente	Água deionizada 0,5 ml	Nenhum	Agitar e Aguardar 10 min.	1 porção gema	Não Agitar	Observar 15 min. Anotar Alterações
Tubo 2	Ambiente	Reagente Colest. 0,5 ml	10 gotas de NaOH	Agitar e Aguardar 10 min.	1 porção gema	Não Agitar	Observar 15 min. Anotar Alterações
Tubo 3	Ambiente	Reagente Colest. 0,5 ml	10 gotas de HCl	Agitar e Aguardar 10 min.	1 porção gema	Não Agitar	Observar 15 min. Anotar Alterações
Tubo 4		Reagente Colest. 0,5 ml		Agitar e Aguardar 10 min.	1 porção gema	Não Agitar	Observar 15 min. Anotar Alterações

	Ambiente		Nenhum				
Tubo 5	Ambiente	Reagente Colest. 0,5 ml	Nenhum	Agitar e Aguardar 10 min.	Aproximadame nte 1ml de azeite de oliva – usar a pipeta de pasteur.	Não Agitar	Observar 15 min. Anotar Alterações

METABOLISMO MUSCULAR E ESTUDO ENZIMÁTICO

INTRODUÇÃO

A manutenção da vida celular depende da contínua ocorrência de um conjunto de reações químicas, que devem atender duas exigências fundamentais: (1) devem ocorrer em velocidades adequadas à fisiologia celular — a insuficiência na produção ou na remoção de metabólitos pode levar a condições patológicas, e (2) precisam ser altamente específicas, de modo a gerar produtos definidos (Marzzoco, 2015).

OBJETIVOS E METODOLOGIA

O objetivo principal desta atividade é capacitar o aluno a visualizar e compreender a ação de enzimas sobre substratos biológicos. Ao observar a formação da espuma e suas características, o estudante está, na verdade, testemunhando a atividade de enzimas que decompõe o peróxido de hidrogênio, uma substância tóxica produzida em nossas células.

Este conhecimento é vital para a prática clínica, pois a deficiência ou o excesso de certas enzimas pode estar ligado a patologias graves. Por meio desta prática, o futuro médico aprende a correlacionar a bioquímica com a fisiologia e a patologia, desenvolvendo uma visão mais completa do diagnóstico e tratamento de doenças que envolvem desequilíbrios enzimáticos.

Inicie macerando uma pequena porção do tecido biológico, conforme a orientação do professor. Em seguida, transfira aproximadamente a mesma quantidade de tecido para cada tubo de ensaio, seguindo as instruções da tabela no roteiro. Siga a ordem das colunas da tabela para adicionar os reagentes, especialmente o reagente 2.

Após adicionar o reagente 2, observe atentamente e compare entre os tubos a altura e a densidade aparente da coluna de espuma, bem como a velocidade com que ela se forma. Mantenha os tubos sobre a bancada até o final da aula para realizar uma nova observação.

ATENÇÃO: Siga a ordem pelas COLUNAS da tabela

Tubos	Temperatura	Reagente 1	Procedimento	Reagente 2	Procedimento
Tubo 1	Banho de Gelo	Uma porção de tecido muscular esquelético	Deixar o tubo por 10 a 15 min. Nessa temperatura antes de seguir para a próxima coluna.	250 microlitros H_2O_2	Anotar Alterações
Tubo 2	Aproximadamente 37° C	Uma porção de tecido muscular esquelético	Deixar o tubo por 10 a 15 min. Nessa temperatura antes de seguir para a próxima coluna.	250 microlitros H_2O_2	Anotar Alterações
Tubo 3	Ambiente	Uma porção de tecido muscular esquelético	Siga para a próxima coluna	250 microlitros água destilada ou deionizada	Anotar Alterações
Tubo 4	Ambiente	Uma porção de tecido muscular esquelético	Siga para a próxima coluna	250 microlitros H_2O_2	Anotar Alterações
Tubo 5	Ambiente	Uma porção de tecido muscular esquelético	Siga para a próxima coluna	500 microlitros H_2O_2	Anotar Alterações

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

MARZZOCO, Anita; TORRES, Bayardo B. **Bioquímica Básica**. Rio de Janeiro: Grupo GEN, 2015