

MANUAL DE PROCEDIMENTOS DO LABORATÓRIO DE FISIOLOGIA/BIOQUÍMICA

A599m

ANJOS, Danielle Oliveira dos

Manual de Procedimentos do Laboratório de Fisiologia/ Bioquímica / Danielle Oliveira dos Anjos --Itabuna - Bahia: Afya Itabuna, 2024
23p.

Manual de Procedimentos elaborado pela Coordenação dos Laboratórios Prof.^a Dr.^a Danielle Oliveira dos Anjos, pela Afya Faculdade de Ciências Médicas de Itabuna, Bahia – Afya Itabuna.

1. Manual. 2. Fisiologia. 3. Bioquímica.

I. Anjos, Danielle Oliveira dos.

II. Afya Faculdade de Ciências Médicas de Itabuna. III. Título.

CDU:006.3/8

**Catálogo Biblioteca Dr. ^a Maria Odília Teixeira
Aline Andrade Ferraz – Bibliotecária CRB 5/001881/O**

Data da revisão: 16/04/2024

Data de validade: 16/04/2026

Data para próxima atualização desse material: 16/04/2026

1. INTRODUÇÃO

O Laboratório de fisiologia/bioquímica é um espaço de característica multidisciplinar, onde são realizadas aulas práticas das disciplinas de Sistema Orgânico Integrado (SOI) e de habilidades médicas (HAM). É destinado ao desenvolvimento de novas metodologias de ensino-aprendizagem, assim como ao estudo integrado dessas disciplinas, visando o aprimoramento da formação acadêmica, constituindo-se em ambiente propício ao uso de práticas que estimulem o raciocínio criativo dos alunos, contribuindo para o enriquecimento da aprendizagem.

2. OBJETIVOS

- Aplicar os conhecimentos dos eixos de Sistemas Orgânicos Integrados (SOI) e Habilidades Médicas (HAM), enriquecendo o aprendizado de forma multidisciplinar;
- Discutir os resultados de exames laboratoriais de temas dos eixos SOI e HAM através da aplicação de casos clínicos e de resultados de artigos científicos;
- Conhecer as vidrarias, equipamentos e técnicas de pipetagem utilizados nos laboratórios;
- Utilizar a metodologia de avaliação prática de ensino (MAPE);
- Compreender os aspectos fisiológicos e bioquímicos através de demonstração de ensaios experimentais;
- Desenvolver atividades inerentes à investigação científica;
- Utilizar o espaço e ambiente do laboratório no desenvolvimento de atividades de caráter extencionista.

PROTOCOLO EXPERIMENTAL PARA DEMONSTRAÇÃO E DISCUSSÃO

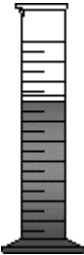
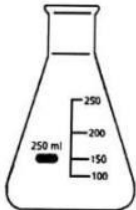
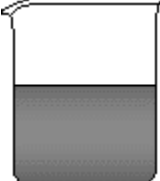
TÉCNICA DE PIPETAGEM E AFERIÇÃO DE VOLUMES

1. INTRODUÇÃO

Nos trabalhos de laboratório, as medidas de volume aproximadas são efetuadas rotineiramente em provetas graduadas e de um modo mais grosseiro, em béqueres em escala. As medidas volumétricas de precisão são realizadas utilizando aparelhos volumétricos precisos (balão volumétrico, pipetas volumétricas e graduadas e buretas). A prática de análise volumétrica requer a medida de volumes líquidos com elevada precisão.

Dentre os mais utilizados, têm destaque as pipetas, que têm por função a transferência de volumes de um recipiente para outro. A pipeta é um instrumento de uso diário nos laboratórios. Sem ela seria inviável realizar os processos de análise devido aos volumes de reagentes e de amostra envolvidos.

Esta prática tem como objetivo ensinar ao aluno as técnicas corretas para a utilização de pipetas graduadas de vidro, pipetas automáticas e técnicas de medida de volume, visando facilitar a execução dos protocolos experimentais que serão realizados durante o curso.

 Proveta Serve para medir e transferir volumes de líquidos. Não pode ser aquecida.	 Erlenmeyer Utilizado em titulações, aquecimento de líquidos e para dissolver substâncias e proceder reações entre soluções.	 Tubo de ensaio Empregado para fazer reações em pequena escala, principalmente em testes de reação em geral.	 Béquer É de uso geral em laboratório. Serve para fazer reações entre soluções, dissolver substâncias sólidas, efetuar reações de precipitação e aquecer líquidos.
--	--	--	--

2. MATERIAIS/EQUIPAMENTOS

- a) Béquer com água;
- b) Ponteiras para pipetas automáticas;
- c) Recipiente para descarte de ponteiras;
- d) Pipetas graduadas 1mL, 5 mL e 10 mL;
- e) Pipetas automáticas;
- f) 6 pêras de sucção;
- g) 36 tubos de ensaios;
- h) 6 estante para tubos de ensaio;
- i) 6 provetas de 100 mL;
- j) 6 béqueres de 50 mL

3. PROCEDIMENTO

3.1 Pipetagem com pipetas graduadas

- a) Colocar água destilada em um béquer;
- b) Acoplar a pêra de sucção na pipeta;
- c) Introduzir a pipeta na água destilada;
- d) Aplicar sucção e encher a pipeta acima da marca de calibração;
- e) Remover a pipeta da água destilada;
- f) Limpar com papel. Segurar a pipeta na posição vertical e esvaziar vagarosamente até que o menisco inferior apenas toque a marca de calibração;
- g) Tocar a ponta em um receptáculo limpo e seco para eliminar qualquer gota pendente, porém não toque no orifício da ponteira;
- h) Levar a pipeta até o tubo de ensaio e na posição vertical esvaziar livremente.

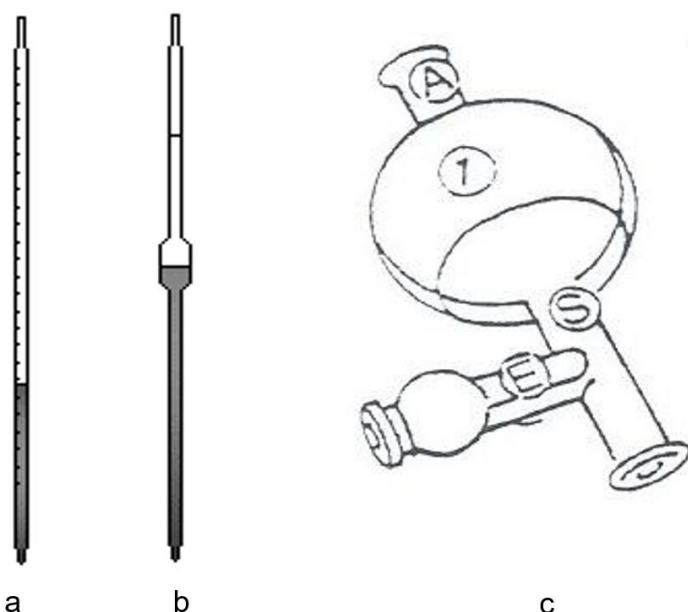


Figura 1: Instrumento de uso diário nos laboratórios: (a) pipeta graduada; (b) pipeta volumétrica; (c) Pêra.

Para encher um pipeta: coloca-se a ponta da pipeta no líquido que se quer medir e faz-se a sucção com uma pêra de borracha, (veja figura 2) mantendo sempre a ponta abaixo do nível do líquido, caso contrário ao se fazer a sucção o líquido alcança a pêra. A sucção deve trazer o líquido um pouco acima do traço de aferição e escoa-lo lentamente até o menisco (zero). Para escoar o líquido, deve-se colocar a pipeta na posição vertical com a ponta encostada na parede do recipiente, deixa-se escorrer o líquido e espera-se de 15 a 20 segundos e então retira-se a gota aderida a ponta da pipeta.

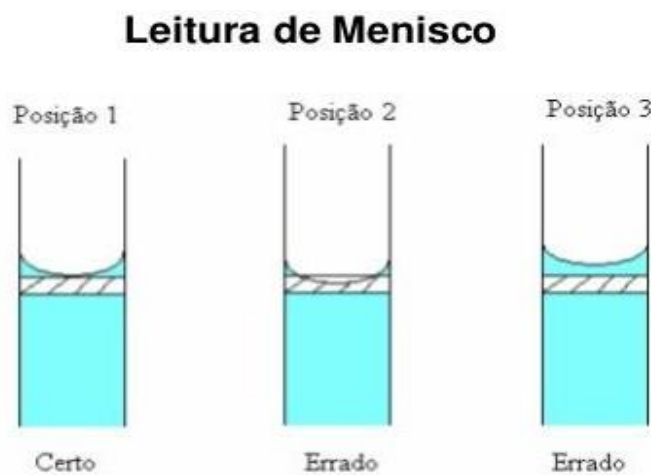
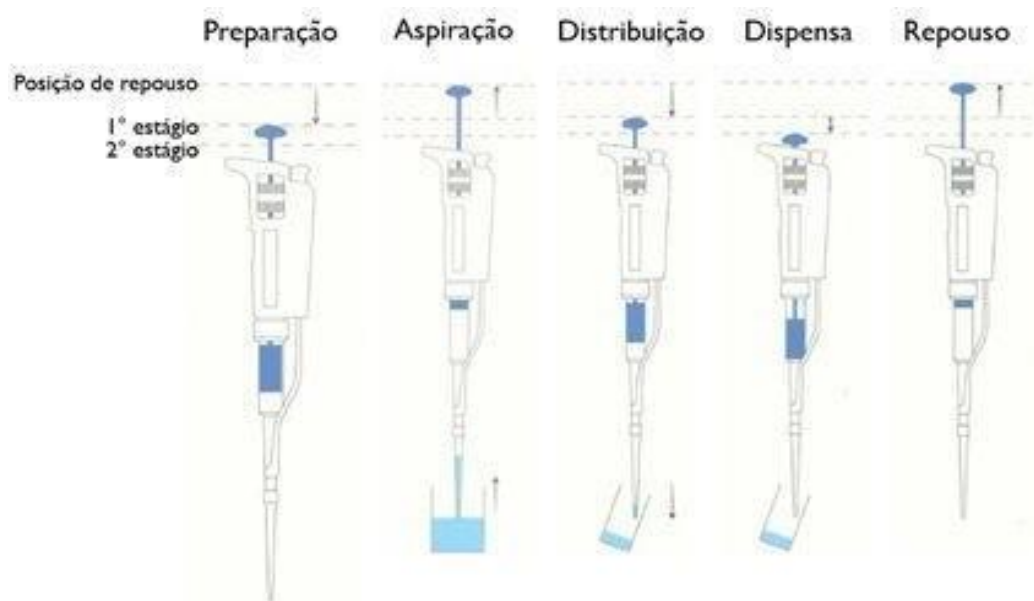


Figura 2. Observação de leitura correta do menisco.

3.2 Pipetagem com pipetas automáticas

- Ajustar o volume a ser pipetado;
- Colocar a ponteira indicada para a pipeta;
- Pressionar o êmbolo da pipeta até a primeira trava e aspirar a amostra dentro da ponteira;
- Pressionando o botão, ele funcionará como um êmbolo. Pressione até o primeiro estágio para sugar o líquido e até o segundo para dispensá-lo;
- Limpar com o papel absorvente, tomando o cuidado de não tocar o fluido da ponta;
- Levar a pipeta até o tubo de ensaio e apertar o êmbolo até o final para descartar o líquido;



Primeiro esvazia-se o ar da ponteira apertando o embolo até o 1º estágio e leva-se a ponteira, com o embolo ainda apertado, até metade do líquido que será pipetado. Em seguida se solta lentamente

o embolo até o preenchimento da ponteira. Para transferir, com o recipiente receptor inclinado, colocar a ponteira até o meio do tubo e apertar o embolo até o final (2º estágio), dispensando lentamente todo o líquido e só quando estiver fora do líquido, solta o embolo.

3.3 Parte Experimental

1. Medir 50 ml de água em um béquer e transferir para a proveta. Verificar medida na escala.
2. Medir 50 ml de água em um erlenmeyer e transferir para a proveta. Verificar medida na escala.
3. Pipetar 25 ml de água usando a pipeta graduada. Transferir para a proveta. Comparar a precisão na escala.
4. Pipetar, com uma pipeta graduada 1 mL, 1,5 ml, 2,7 ml e transferir os volumes para diferentes tubos de ensaio.
5. Pipetar, com uma pipeta automática 20 μL (microlitros), 58 μL e 125 μL e transferir os volumes para diferentes tubos.

PROTOCOLO EXPERIMENTAL

Tema: Triglicerídes

1. INTRODUÇÃO

Os triglicerídios plasmáticos são derivados de duas fontes, intestino e fígado. Os hepáticos dependem fundamentalmente do estado nutricional do indivíduo. Deste modo, em jejum, os ácidos graxos provenientes do tecido adiposo são captados pelo fígado e a seguir excretados como VLDL. Após refeição, parte dos carboidratos da dieta são convertidos em triglicerídios e são secretados como lipoproteínas. É importante enfatizar que, com exceção durante a absorção das gorduras da dieta, o fígado é o principal provedor de triglicerídios ao plasma.

Os triglicérides são hidrolisados pela lipase lipoprotéica e o glicerol liberado é fosforilado pela glicerolquinase formando glicerolfosfato que é oxidado a dihidroxiacetona e água oxigenada por ação da glicerol-3-fosfato oxidase. Através da reação catalisada pela peroxidase, a água oxigenada reage com a 4-aminoantipirina (4-AMP) e 4-clorofenol, produzindo a quinoneimina (vermelha) cuja absorbância, medida em 500 nm, é diretamente proporcional à concentração de triglicérides.

2. OBJETIVO

- Demonstrar, dosar e avaliar os resultados dos triglicérides em soro humano.

3. PROCEDIMENTO

Amostras e reagentes necessários:

- Soro humano
- Reagente de cor e um reagente padrão de 200 mg/dL
- Espectrofotômetro
- Banho-maria (37 °C)
- Pipetas.

3.1 Etapas do procedimento

a) Deixar os reagentes atingirem a temperatura ambiente.

b) Identificar 3 tubos como “Branco”, “Teste” e “Padrão” e pipetar:

	Branco	Teste	Padrão
Amostra	-	10µL	
Padrão	-		10µL
Reagente enzimático	1,0 mL	1,0 mL	1,0 mL

c) Agitar bem e incubar os tubos durante 5 minutos em banho Maria a 37 °C.

d) Ler a absorbância do Padrão (Ap) e do Teste (At), zerando o aparelho com o branco em 510 nm. A cor é estável por 60 minutos.

3.2 Cálculo dos Resultados

$$\text{Triglicérides (mg/dL)} = \frac{\text{Absorvância Teste} \times 200}{\text{Absorvância Padrão}}$$

3.3 Valores desejáveis ou recomendados

Estes valores devem ser usados apenas como orientação. Eles substituem os valores de referência e são determinados a partir de dados epidemiológicos, calculados estatisticamente.

Desejável	< 150 mg/dL
Risco moderado	150 - 200 mg/dL
Alto risco	200- 499 mg/dL

4. SIGNIFICADO CLÍNICO

Atualmente, a principal aplicação da determinação dos triglicerídeos é na tipagem das dislipidemias. Os triglicerídeos são encontrados nos quilomícrons e VLDL. Níveis elevados de triglicerídeos tendem a estar relacionados com risco aumentado de cardiopatia coronariana. A obesidade, o estresse emocional, certas dietas e algumas doenças como diabetes, pancreatite aguda, síndrome nefrótica, uremia, alcoolismo, gravidez, hipotireoidismo e mieloma múltiplo, aumentam os níveis dos triglicerídeos.

5. AVALIAÇÃO:

Comparar os resultados do paciente com os valores de referência, relacionando-os com possíveis patologias em caso de resultados alterados.

PROTOCOLO EXPERIMENTAL PARA DEMONSTRAÇÃO E DISCUSSÃO

Tema: GLICEMIA

1. OBJETIVO:

Demonstrar a dosagem da glicemia de um paciente através da intensidade de cor desenvolvida em uma reação enzimática específica cuja intensidade é medida em absorbância em um espectrofotômetro.

Reação:

Onde: **GOD** = Glicose Oxidase e **POD** = Peroxidase

O complexo corado (vermelho) apresenta absorbância proporcional à concentração de glicose na amostra analisada, medida a 500 nm ou com filtro Verde 500-520 nm).

2. MATERIAL

- Plasma humano fluoretado
- Reagente de cor específico pra glicose, Padrão de glicose de conc. = 100 mg/dl. Luvas
- Pipetas sorológicas de 5mL e pipetador automático de 0,02 ml (20 µl) Banho Maria 37°C e Espectrofotômetro.

4. PROCEDIMENTO TÉCNICO:

1. Rotular 3 tubos como B (branco), T (teste), P (padrão) e proceder como indicado abaixo:

	Branco (B)	Teste (T)	Padrão (P)
Plasma fluoretado	-	20 µl	-
Padrão de glicose	-	-	20 µl
Reagente de Glicose	2,0 ml	2,0 ml	2,0 ml

2. Misturar suavemente e incubar 10 minutos a 37°C
3. Ajustar o comprimento de onda do equipamento para 500 nm (filtro verde 500-520 nm);
4. Ler as absorbâncias dos tubos de amostra e padrão, acertando o zero com o branco e depois efetuar os cálculos necessários descritos abaixo. A reação se mantém estável por 1 hora
5. Avaliar os resultados e comparar com os demais grupos.

Valores de Referência: Glicemia em jejum: de 60 a 99 mg/dL

Hipoglicemia: < 60 mg/dl Hiperglicemia: > 99 mg/dl.

NÍVEL DE GLICOSE	SIGNIFICADO
De 70 a 99 mg/dl	Glicemia em jejum normal
De 100 a 125 mg/dl (5.6 a 6.9 mmol/L)	Glicemia em jejum alterada (pré-diabetes)
126 mg/dl ou mais em pelo menos dois exames	Diabetes

REFERÊNCIAS

LEHNINGER, A. L.; NELSON, D. L.; COX, M. M. **Princípios de Bioquímica de Lehninger**. 5.ed. São Paulo: Artmed, 2011.

PROTOCOLO EXPERIMENTAL DE DEMOSTRAÇÃO E DISCUSSÃO

Tema: CARACTERIZAÇÃO DA ATIVIDADE DA ENZIMA AMILASE SALIVAR PELO LUGOL, INFLUÊNCIA DO pH E TEMPERATURA NA ATIVIDADE ENZIMÁTICA

1. INTRODUÇÃO

Os carboidratos são substâncias orgânicas também chamadas de hidratos de carbono. Esse nome foi dado por que nele estão presentes 2 átomos de hidrogênio, 1 de carbono e 1 átomo de oxigênio. Sua fórmula empírica é (CH_2O) . Daí o nome carbo (carbono) hidrato (hidros = água).

Os nomes carboidratos e hidratos de carbono explicam-se pelo fato de serem substâncias constituídas, basicamente de carbono e água. Em alguns casos, podem também apresentar nitrogênio (N) ou enxofre (S) na sua composição.

Os carboidratos são a maior reserva de energia de todo o reino vegetal, sendo produto do processo fotossintético. No reino animal, os carboidratos são encontrados em pequenas quantidades no sangue, sob a forma de glicose, e no fígado e músculos, sob a forma de glicogênio.

Os carboidratos são compostos orgânicos polihidroxilados que contêm um grupo aldeído ou um grupo cetona. Existem três categorias principais de carboidratos, distinguíveis pelo número de unidades de açúcar: os monossacarídeos (açúcares simples, não podem ser convertidos em outros açúcares), os oligossacarídeos (cadeias curtas de unidades de açúcares) e os polissacarídeos (cadeias longas - centenas ou milhares - de unidades de açúcar).

Monossacarídeos ou açúcares simples são as moléculas que formam os carboidratos: são relativamente pequenas, solúveis em água e **não hidrolisáveis**. Em geral, eles obedecem à fórmula básica dos carboidratos: $(C_nH_{2n}O_n)$. A **glicose** é um exemplo de monossacarídeo do tipo hexose, encontrada em todos os carboidratos, sendo uma das principais fontes de energia.

Oligossacarídeos ou açúcares pequenos são carboidratos constituídos de duas a dez moléculas de monossacarídeos. **Dissacarídeos** são açúcares constituídos, por ligação glicosídica, de dois monossacarídeos com desprendimento de uma molécula de água (síntese de desidratação). Como por exemplo, temos a **sacarose**, o "açúcar de cana" ou de beterraba, que é constituído por uma molécula de glicose ligada a uma frutose. A **maltose** é um dissacarídeo, pois é formada por duas moléculas de glicose. A **lactose** é encontrada somente no leite. Resulta da união de uma glicose com uma galactose.

Polissacarídeos ou açúcares múltiplos são carboidratos formados pela união de mais de dez moléculas monossacarídeos, constituindo, assim, um polímero de monossacarídeos, geralmente de hexoses, e de cadeias longas. Pode-se citar o **amido**, como exemplificação. O amido é um polímero de glicose e o principal produto de reserva nutritiva vegetal, geralmente encontrado em órgão de reserva nutritiva, como raízes do tipo tuberoso (mandioca, batata doce), caules do tipo tubérculo (batatinha), frutos e sementes.

O glicogênio polissacarídeo de reserva nutritiva dos animais, sendo encontrado

principalmente nos músculos. Também é produto de reserva dos fungos. Constitui um polímero de glicose (mais ou menos 30.000 resíduos de glicose) com ligação glicosídica e várias ramificações.

Ao contrário dos monos e dos dissacarídeos, os polissacarídeos são insolúveis em água; não alteram, pois, o equilíbrio osmótico das células e se prestam muito bem à função de armazenamento ou reserva nutritiva.

2. AMIDO

O amido obtém-se a partir de produtos ricos nesta substância - batatas, milho, arroz, trigo - mediante processos de lavagem e sedimentação. O amido é constituído por amilase (20%), cadeia linear de moléculas de glicose, e amilopectina (80%), molécula semelhante à amilase, mas de cadeia ramificada. A amilase, solúvel em água, encontra-se no interior dos grãos de amido e a amilopectina, insolúvel em água, situa-se no invólucro. **Uma das técnicas utilizadas para determinar a presença de amido é a identificação pelo lugol (solução de iodo castanha), empregue, por exemplo, para detectar a atividade extracelular de amilases (enzimas que hidrolisam o amido).** Pela mistura do amido com lugol, desenvolve-se uma coloração azul/preta que é devida a um complexo instável (produto de adsorção) constituído por amido, iodo e água. As dextrinas dão coloração de roxa a vermelha, dependendo da estrutura e da extensão molecular. Portanto, a coloração azul/preta indica presença de amido, isto é, que a enzima não atuou.

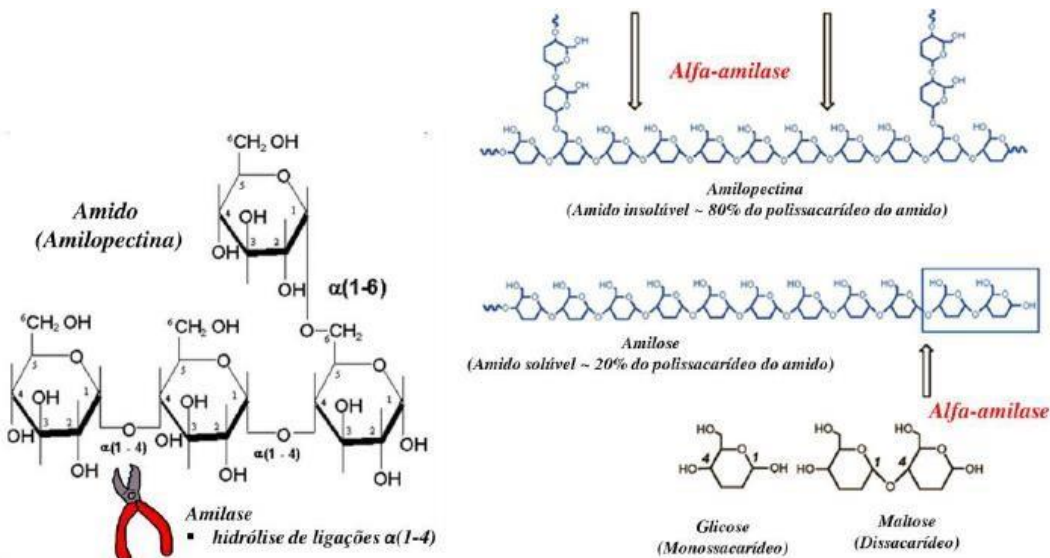


Figura 1. Hidrólise do amido pela enzima amilase.

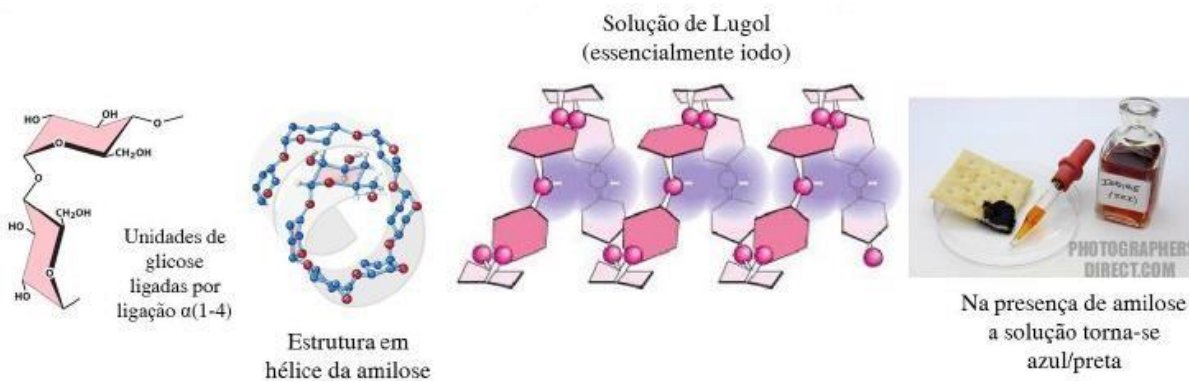


Figura 2. comprovação da presença de amido é feita utilizando-se lugol (coloração castanha), que contém iodo.

A digestão do amido tem início na boca por ação da enzima amilase salivar, conhecida também por ptialina, que hidrolisa as ligações alfa (1-4) das cadeias do amido, produzindo glicose, maltose e oligossacarídeos.

A estrutura e a forma do sítio catalítico de uma enzima podem ser afetadas por quaisquer agentes capazes de provocar mudanças conformacionais na estrutura proteica, como variação de pH, temperatura, compostos orgânicos como uréia, etc.

3. O FUNCIONAMENTO DA SALIVA

Quando o alimento é mastigado na boca, ele fica reduzido a pequenos fragmentos que se misturam com a saliva produzida pelos três pares de glândulas salivares (parótidas, submandibulares e sublinguais). A saliva é um líquido neutro ou ligeiramente alcalino, que contém água, muco e enzimas (amilase salivar ou ptialina). As glândulas submandibulares e sublinguais segregam uma saliva mais grossa que contém a enzima mucina. A outra enzima da saliva é a ptialina, que digere parcialmente os amidos e converte-os em maltose (um tipo de açúcar). A água umedece o alimento, o muco lubrifica-o e a amilase catalisa a hidrólise do amido (polissacarídeo) que o transforma em moléculas de açúcares mais simples (oligossacarídeos e monossacarídeos). A saliva também dissolve algumas moléculas que são captadas pelos receptores de sabor nas papilas gustativas da língua (permitindo o reconhecimento dos sabores).

4. OBJETIVO

Coletar uma amostra de saliva total não estimulada, pelo método da cuspidela,

Constatar a ação da enzima amilase salivar pelo método de lugol

Verificar o efeito de diferentes condições de pH e temperatura sobre a ação da amilase salivar

5. MATERIAIS/EQUIPAMENTOS (POR BANCADA)

- Béquer para a coleta da saliva total

- 15 Tubos de ensaio
- 1 Estante para tubos de ensaios
- Solução de amido à 1% (m/v) em água destilada
- Solução-tampão fosfato 0,1 mol/L, pH 6,8
- Solução-tampão acetato 0,1 mol/L, pH 4,0
- Solução-tampão glicina 0,1 mol/L, pH 9,5
- Solução de Lugol
- Banho-maria a 37 °C
- Banho fervente
- Pote com gelo
- 1 Pipeta automática de 100 µL (0,1 mL)
- 1 Pipeta automática de 1000 µL (1,0 mL)
- 1 Pipeta pasteur
- Amido 1%
- Glicose 50%
- Farinha de trigo
- Bolacha água e sal
- Ponteiras
- Descarte
- Detergente desincrustante

6. PROCEDIMENTOS

Coleta de saliva:

- a) Pegar o becker;
- b) Pegar papel toalha;
- c) Fazer um bochecho com água
- d) Após 30 segundos, deglutir a saliva
- e) A partir daí, expectorar a saliva no becker toda vez que acumular na boca.
- f) Interromper a coleta quando o volume obtido for de 4,0 mL

1- Experimento 1: preparo dos tubos de ensaio para a reação com lugol

- a) Prepare 6 tubos de ensaio numerando-os de 1 a 6, da seguinte forma:
 - **Tubo 1** - colocar 1 mL de água destilada
 - **Tubo 2** - colocar 1 mL de glicose 50%
 - **Tubo 3** - colocar 1mL de amido 1%
 - **Tubo 4** - colocar 1mL de amido 1% + 1mL de saliva. Colocar essa solução no banho maria a 37°C por 10 minutos
 - **Tubo 5** – colocar 1mL de água destilada e com o auxílio de uma espátula, 1 porção de farinha de trigo e homogeneizar
 - **Tubo 6** – colocar 1mL de água destilada e acrescentar um pedaço de bolacha água e sal, tritura e homogeneizar.
- b) Ao terminar o tempo de incubação do tubo 5 no banho-maria, acrescentar em todos os tubos 2 gotas do reativo lugol (solução de iodo).
- c) Observar o que ocorreu após a adição de lugol nos tubos 1, 2, 3, 4, 5 e 6 e anotar

7. RESULTADOS DO EXPERIMENTO

- **Tubo 1** – negativo (controle) – não reage com o lugol porque a água não contém amido
- **Tubo 2** – negativo - não reage com o lugol porque é uma solução de monossacarídeo
- **Tubo 3** – positivo – reage com o lugol porque contém polissacarídeos.
- **Tubo 4** – negativo – não reage com o lugol porque a amilase salivar degrada o amido em moléculas de glicose (monossacarídeo)
- **Tubo 5** – positivo – reage com o lugol porque a farinha contém amidos
- **Tubo 6** – positivo – reage com o lugol porque a bolacha de água e sal contém amidos

Experimento 2: verificar a influência da temperatura na atividade da amilase salivar

- Prepare 4 tubos de ensaio marcando-os de 1 a 4
- Adicione em cada tubo 2 mL de amido a 1% e 1 mL de tampão fosfato 1 mol/L, pH 6,8;
- Para equilíbrio térmico, proceder da seguinte forma:
 - **Tubo 1**- colocar no gelo
 - **Tubo 2**- manter em temperatura ambiente
 - **Tubo 3**- colocar em banho maria a 37°C por aproximadamente 5 minutos
 - **Tubo 4**- colocar em água fervente por aproximadamente 5 minutos
- Após esse tempo, adicionar 0,1 mL de saliva em cada tubo, agitar bem, conservando os tubos nas respectivas temperaturas (gelo, água fervente, temperatura ambiente e banho-maria).
- Aguardar exatamente 10 minutos para todos os tubos
- Fazer o teste do iodo: gotear com o **conta-gotas** 2 a 3 gotas de solução de lugol e aguardar a coloração estabilizar.
- Observar o que ocorreu após a adição de lugol nos tubos 1, 2, 3, 4 e anotar

Resultados do experimento 2:

De acordo com a temperatura, haverá maior ou menor degradação do amido pela amilase salivar

Experimento 3: verificar a influência do pH na atividade da amilase salivar

- Prepare 3 tubos de ensaio marcando-os de 1 a 3
- Proceder da seguinte forma:
 - **Tubo 1**: colocar 1,0 mL de tampão fosfato 0,1 mol/L, pH 6,8 + 0,5 mL amido 1%
 - **Tubo 2**: colocar 1,0 mL de tampão acetato 0,1 mol/L, pH 4,0 + 0,5 mL amido 1%
 - **Tubo 3**: colocar 1,0 mL de tampão glicina 0,1 mol/L, pH 9,5 + 0,5 mL amido 1%
- Adicionar 0,1 mL de saliva no fundo de cada tubo, agitando bem;
- Esperar durante 5 minutos concomitante para todos os tubos;
- Adicione 1 gota de solução de lugol, agitar bem e aguardar a coloração estabilizar.

Resultados do experimento 3:

De acordo com o pH do meio haverá maior ou menor degradação do amido pela amilase salivar

8. DISCUSSÃO

1. No experimento 1, porque a reação com o lugol foi negativa no tubo 2?
2. No experimento 1, porque a reação com lugol foi diferente nos tubos 3 e 4?
3. No experimento 2, em qual temperatura houve maior degradação do amido? Em qual temperatura houve menor degradação do amido?
4. No experimento 3, em qual pH houve maior degradação do amido? Em qual pH houve menor degradação do amido?
5. Considerando a função digestória da saliva no corpo humano, qual a importância da temperatura e pH corpóreos da saliva para a manutenção da homeostase?

9. DESCARTE DO MATERIAL, LAVAGEM DE VIDRARIA E ORGANIZAÇÃO DO LABORATÓRIO:

- Retirar com auxílio de pinça o material que permaneceu no desengruante;
- Descartar as ponteiros no lixo clínico;
- Lavar toda a vidraria utilizada de acordo com as normas do laboratório.
- Descartar todo o lixo gerado.

REFERÊNCIAS

LEHNINGER, A. L.; NELSON, D. L.; COX, M. M. **Princípios de Bioquímica de Lehninger**. 5.ed. São Paulo: Artmed, 2011.

Prof. Dr. Luciano de Oliveira Souza Tourinho
Diretor Geral
OAB-BA 30334

Prof.^a M.Sc. Mércia Margotto
Coordenadora do curso de medicina
CREMEB : 5107

Prof.^a Dra. Danielle Oliveira dos Anjos
Coordenação de Laboratórios
CRBio 122.124/08-D

Profa. Dra. Marília Santos dos Anjos
Docente da Afya
000.508.374

Prof.^a Dra. Fernanda Maria O. Souza
Docente da Afya
CRBM 5877

Prof.^a Dra. Tatiana Setenta Basso
Docente da Afya
CRBM 18969

Prof.^a Tatiana Silva Pires
Coren/BA 115305
Docente da Afya

APROVAÇÃO COMITÊ DE ÉTICA EM PESQUISA

O presente Protocolo, devidamente revisado pelo responsável técnico, foi aprovado pelo Comitê de Ética em Pesquisa no dia ____/____/____.

Assinatura CEP: _____