

Aula 2

CARBOIDRATOS EXPERIMENTAL

META

Introduzir o aluno ao laboratório de biomoléculas. Familiarizar o aluno com as técnicas de caracterização de carboidratos em laboratório.

OBJETIVOS

Ao final desta aula, o aluno deverá: saber identificar se uma substância é ou não um carboidrato. Também deverá ser capaz de distinguir entre açúcares redutores e não redutores, entre aldoses e cetoses e entre mono e polissacarídeos. Por fim o aluno deve saber extrair e caracterizar o amido.

PRÉ-REQUISITOS

Aula 01 de carboidratos, reações de aldeídos e cetonas.

André Luís Bacelar Silva Barreiros
Marizeth Libório Barreiros

INTRODUÇÃO

Olá aluno, na aula passada você foi apresentado aos carboidratos, a primeira classe de biomoléculas. Você aprendeu sobre a sua nomenclatura, estereoquímica e reações. Nesta aula nós iremos estudar os carboidratos na prática. Não posso dizer que irei apresentar vocês aos carboidratos, pois na verdade vocês já os conhecem de longa data. Eles estão presentes não só no açúcar de mesa ou no mel, mas também na maizena com a qual vocês fazem mingal, na batata, no pão, no macarrão, na macaxeira. Mesmo o malte usado na fabricação da cerveja é carboidrato. E não é só nos alimentos que você pode encontrá-los. A madeira e o papel são feitos de um carboidrato chamado celulose, a casca (exoesqueleto) do caranguejo, do camarão, e de todos os crustáceos, insetos e aracnídeos é feita de *quitina*, que também é um carboidrato. Emfim, estamos cercados de carboidratos.

Mas como identificar se uma substância é ou não um carboidrato? Para isso existe uma reação simples denominada de *Teste de Molish*. Depois de confirmado se a substância é um carboidrato, podemos diferenciar entre açúcares redutores e não redutores pelos *testes de Febling*, *Benedict* e *Tollens*. Os carboidratos também podem ser separados em aldoses e cetoses pelos *testes de bromo* e de *Selivanoff*. Depois de aprender estes testes, vamos extrair o amido da batata e aprender a identificar a presença deste polissacarídeo pelo *teste de lugol*. Vamos começar então? Mãos a obra!

TESTE DE MOLISH

O *teste de Molish* é um teste geral para carboidratos desenvolvido pelo botânico austríaco Hans Molish (1856-1937). O teste baseia-se na desidratação do carboidrato pelo ácido sulfúrico concentrado, formando furfural no caso das pentoses, ou 5-(hidroximetil)-furfural para as hexoses (Figura 1). Em seguida o derivado do furfural condensa com duas moléculas de α -naftol produzindo um pigmento violeta (Figura 2). Polissacarídeos, oligossacarídeos ou dissacarídeos reagem mais lentamente, pois primeiramente eles têm suas ligações glicosídicas hidrolisadas pelo meio ácido e em seguida os monossacarídeos formados desidratam, dando resultado positivo para o teste. O teste falha para tetroses e trioses, pois estas não formam furfural por desidratação.



ATIVIDADES

1. Realização do *teste de Molish*

Materiais:

- 5 tubos de ensaio
- 5 Espátulas
- 2 Pipetas graduadas de 10 mL
- Conta-gotas

Reagentes:

- Glicose
- Frutose
- Sacarose (açúcar de mesa)
- Amido (maizena)
- Celulose (papel)
- α -Naftol 10% em etanol
- Ácido Sulfúrico conc.

Procedimento

Em um tubo de ensaio coloque 10 mg da substância a ser testada (uma pontinha de espátula, não há necessidade de pesar) e 1,0 mL de água. Adicione 4 gotas de solução de α -naftol a 10% em etanol e misture. Incline o tubo e deixe escorrer pela parede 2,0 mL de ácido sulfúrico concentrado de modo a formar uma camada sobre a solução aquosa sem misturar. A presença de carboidratos é confirmada pela formação de um anel vermelho entre as camadas, que rapidamente muda para violeta. Anote o resultado. Agite o tubo e deixe em repouso por 2 min, dilua então com 5 mL de água, um precipitado violeta-escuro irá se formar confirmando a presença de carboidrato. Substâncias a serem testadas: glicose, frutose, sacarose (açúcar de mesa), amido (maizena) e celulose (papel).

COMENTÁRIOS SOBRE AS ATIVIDADES

1. Todas as substâncias testadas são carboidratos, logo todas darão *teste de Molish* positivo (Figura 3). Entretanto, o amido e a celulose são polissacarídeos, o que significa que antes de desidratarem eles necessitam romper as suas ligações glicosídicas. Após o rompimento eles dão o teste positivo normalmente, mas isso retarda um pouco o aparecimento do anel, sendo o teste mais lento para polissacarídeos. O mecanismo da reação é mostrado na Figura 4.

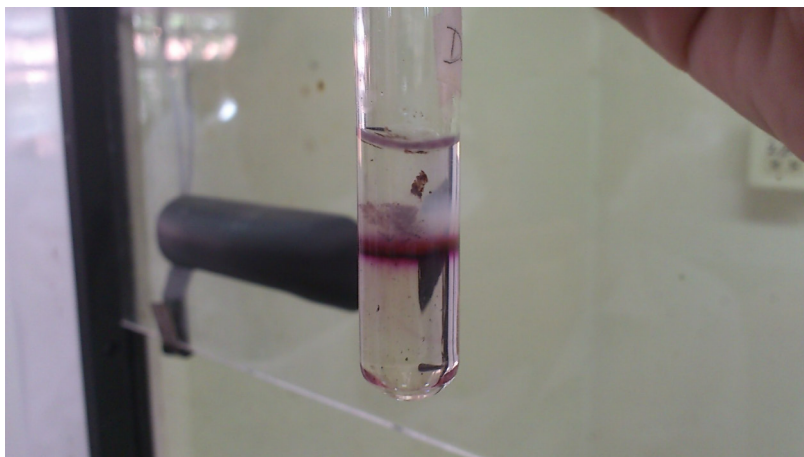


Figura 3 - Resultado do *Teste de Molish*.
Fonte: Foto tirada pelo autor.

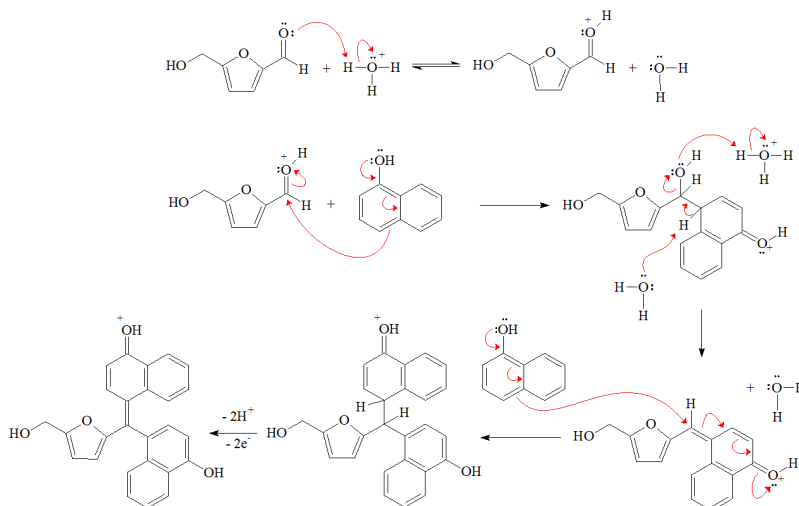


Figura 4 - Mecanismo da reação de Molish.
Fonte: Autoria própria. Desenhado pelo autor com o programa ChemWindow.

2. *Teste de Fehling*

O *teste de Fehling* foi desenvolvido pelo químico alemão Hermann von Fehling para diferenciar aldeídos de cetonas. Entretanto acabou tornando-se um reagente geral para açúcares redutores, pois as cetoses sofrem rearranjo e também dão teste positivo (Figura 5). Por muito tempo foi utilizado para identificar a presença de açúcar na urina, com a finalidade de diagnosticar Diabetes. O reagente é composto de duas soluções, a primeira de $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ e a segunda de sal de Rochelle (tartarato duplo de sódio e potássio $\text{KNaC}_4\text{H}_4\text{O}_6 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$) em meio básico. O sulfato de cobre (II) reage com a base dando hidróxido, e

o hidróxido é estabilizado formando um complexo azul escuro com o tartarato (Figura 6). Em seguida o Cu (II) é reduzido a Cu (I) e o aldeído oxidado a carboxilato, originando um precipitado amarelo ou vermelho de Cu₂O (Figura 6).

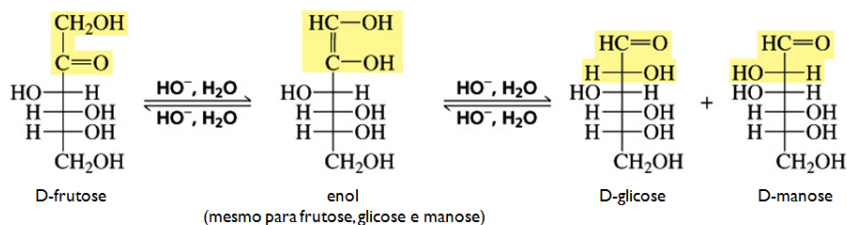


Figura 5 - Isomerização da frutose em meio básico.
 Fonte: BRUCE, P. Y. *Química Orgânica*. 4ª. Ed., Vol. 2. Pearson Prentice Hall, 2006, cap. 22, pg. 342 (modificada pelo autor).

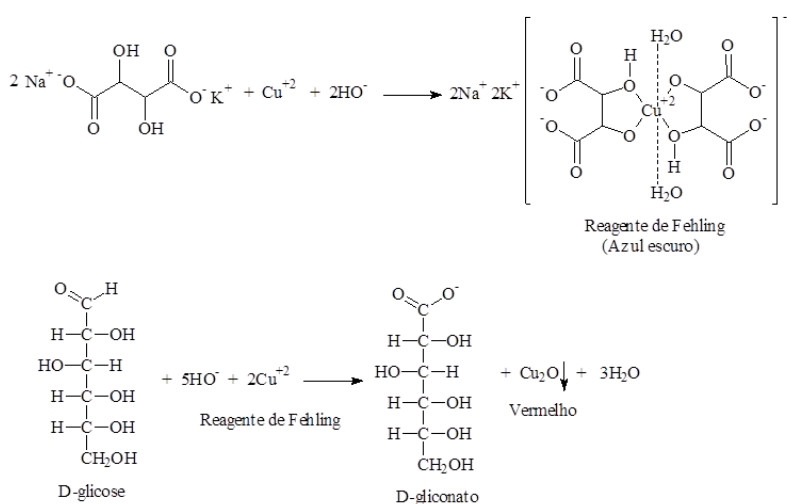


Figura 6 - Reação de Fehling.
 Fonte: Autoria própria. Desenhado pelo autor com o programa ChemWindow.



ATIVIDADES

Realização do *teste de Fehling*

Materiais:

- 5 tubos de ensaio
- 5 Espátulas

Reagentes:

- Glicose
- Frutose

- 2 Pipetas graduadas de 10 mL
- Béquer de 500 mL
- Pegador para tubos de ensaio
- Chapa de aquecimento
- 2 Balões volumétricos de 100 mL
- Sacarose (açúcar de mesa)
- Amido (maizena)
- Celulose (papel)
- Água destilada
- Sulfato de cobre (II) pentaidratado
- Tartarato de sódio e potássio
- Hidróxido de potássio

Procedimento

Num tubo de ensaio coloque 2,5 mL da solução de Fehling no. 1 e 2,5 mL da solução de Fehling no. 2. Aqueça até a ebulição branda. Adicione 0,1g do carboidrato dissolvido em 2,0 mL de água e volte a ferver por 2 min, observe e anote o resultado. A formação de um precipitado amarelo ou vermelho indica a presença de um açúcar redutor. Substâncias a serem testadas: glicose, frutose, sacarose (açúcar de mesa), amido (maizena) e celulose (papel). Solução de Fehling no. 1: 7,0g de $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ em 100 mL de água. Solução de Fehling no. 2: 34,6g de $\text{KNaC}_4\text{H}_4\text{O}_6 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ e 10,0g de NaOH em 100 mL de água. Estáveis se guardadas em separado.

COMENTÁRIOS SOBRE AS ATIVIDADES

1. Inicialmente todos os tubos estarão com coloração azul-escura. Após o aquecimento glicose e frutose passarão para uma coloração vermelho-tijolo, que se deixada em repouso precipita (Figura 7). A sacarose dá resultado negativo pois os monossacarídeos que a compõem fazem ambos ligação do tipo cetal ou acetal, a qual não se rompe em meio básico. Os polissacarídeos amido e celulose, apesar de apresentarem uma ligação hemiacetal no final da cadeia, esta não é detectada, pois todo o resto da cadeia apresenta ligações do tipo acetal.



Figura 7 - Resultado do Teste de Fehling.

Fonte: Foto tirada pelo autor.

- 5 Espátulas
- 2 Pipetas graduadas de 10 mL
- Béquer de 500 mL
- Pegador para tubos de ensaio
- Chapa de aquecimento
- Balão volumétrico de 500 mL
- Frutose
- Sacarose (açúcar de mesa)
- Amido (maizena)
- Celulose (papel)
- Água destilada
- Sulfato de cobre (II) pentaidratado
- Citrato de sódio undecaidratado
- Carbonato de sódio

Procedimento

Num tubo de ensaio adicione 5,0 mL do reagente de Benedict e 0,4 mL de solução do carboidrato 2% em água. Aqueça em banho-maria fervente por 2 min e deixe esfriar. A presença de açúcar redutor turva a solução e muda sua cor. A cor final depende da concentração do carboidrato podendo variar de verde, amarelo, laranja até vermelho para as mais concentradas. Caso a solução permaneça límpida e azul o teste é negativo para açúcares redutores. Substâncias a serem testadas: glicose, frutose, sacarose (açúcar de mesa), amido (maizena) e celulose (papel). Reagente de Benedict: dissolva 86,5g de citrato de sódio $\text{Na}_3\text{C}_6\text{H}_5\text{O}_7 \cdot 11\text{H}_2\text{O}$ e 50,0g de carbonato de sódio anidro Na_2CO_3 em 350 mL de água. Aqueça ou filtre se necessário. Adicione uma solução de 8,65g de sulfato de cobre $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ em 50,0 mL de água, com agitação constante e dilua a mistura para 500,0 mL em balão volumétrico. A solução resultante deve estar límpida, caso contrário filtre com papel de filtro pregueado.

COMENTÁRIOS SOBRE AS ATIVIDADES

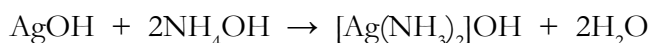
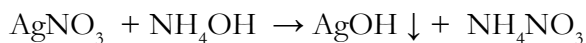
Os resultados são semelhantes ao *teste de Fehling*. Inicialmente todos os tubos estarão com coloração azul. Após o aquecimento glicose e frutose passarão para uma coloração vermelho-tijolo, que se deixada em repouso precipita (Figura 9). Sacarose, amido e celulose dão resultado negativo pelos motivos explanados anteriormente.



Figura 9 - Resultado do Teste de Benedict.
Fonte: Foto tirada pelo autor.

2. *Teste de Tollens*

O reagente de Tollens foi desenvolvido pelo químico alemão Bernhard Christian Gottfried Tollens (1841-1918), o qual trabalhava com açúcares. É popularmente utilizado em laboratórios de química orgânica para diferenciar aldeídos de cetonas, porém, suas condições básicas promovem a isomerização de cetoses em aldoses impedindo a diferenciação dentre estas. É um outro teste muito útil para detectar a presença de açúcares redutores. O nitrato de prata inicialmente reage com o hidróxido de amônio precipitando hidróxido de prata. Adição de excesso de hidróxido de amônio dissolve o precipitado pela formação do íon complexo diamina prata. Em presença de aldeído a prata no complexo é reduzida a prata metálica e o aldeído oxidado a carboxilato (Figura 10). A prata metálica sob condições de repouso e pH adequado se deposita nas paredes do tubo de ensaio formando um espelho de prata. Caso o pH não esteja básico o suficiente ou o sistema seja perturbado, pode-se formar apenas um precipitado cinza, que também caracteriza a presença de açúcares redutores.



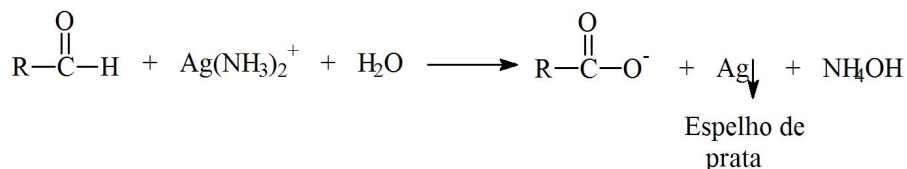


Figura 10 - Reação de Tollens.

Fonte: Autoria própria. Desenhado pelo autor com o programa ChemWindow.



1. Realização do *teste de Tollens*

Materiais:

- 6 tubos de ensaio
- 5 Espátulas
- 2 Pipetas graduadas de 10 mL
- Conta-gotas
- Pegador para tubos de ensaio
- Chapa de aquecimento

Reagentes:

- Glicose
- Frutose
- Sacarose (açúcar de mesa)
- Amido (maizena)
- Celulose (papel)
- Água destilada
- Nitrato de prata 5%
- Hidróxido de sódio 10%
- Hidróxido de amônio 2%

Procedimento

Em um tubo de ensaio colocar 1 mL do reativo de Tollens (recentemente preparado) e 0,1 g do carboidrato. Não agitar. O aparecimento de um espelho de prata é característico de presença de aldeído. Havendo necessidade, poderá ajustar o pH do meio pela adição de 1 gota da solução de NaOH a 10% e/ou aquecer levemente o tubo de ensaio na chama de um bico de Bunsen. Substâncias a serem testadas: glicose, frutose, sacarose (açúcar de mesa), amido (maizena) e celulose (papel). Reagente de Tollens: em um tubo de ensaio colocar 2 mL de uma solução de AgNO_3 5% e adicionar 1 gota de uma solução diluída de NaOH 10%. Juntar gota a gota uma solução de NH_4OH 2%, agitando até o total desaparecimento do precipitado de óxido de prata.

COMENTÁRIOS SOBRE AS ATIVIDADES

Inicialmente todos os tubos estão incolores, após a adição do carboidrato os tubos com glicose e com frutose ficam acinzentados. A adição de 1 gota de NaOH 10% e repouso formam um belo espelho de prata nas paredes do tubo (Figura 11). Sacarose, amido e celulose dão resultado negativo pelos mesmos motivos dos *testes de Fehling e Benedict*.

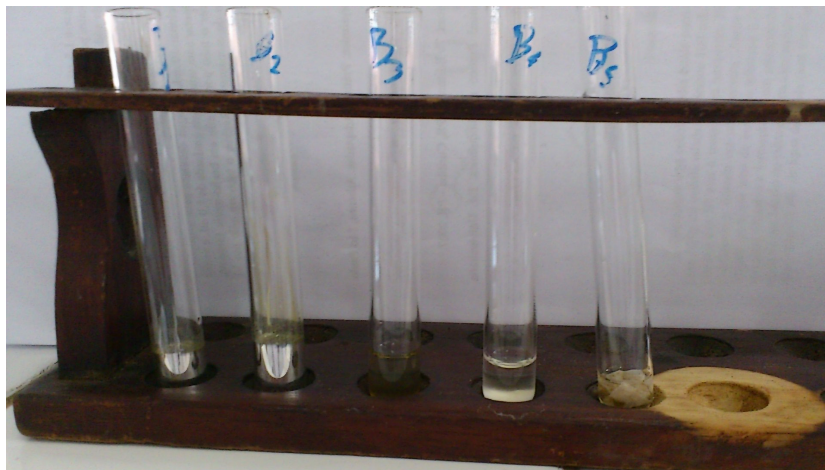


Figura 11 - Resultado do Teste de Tollens.
Fonte: Foto tirada pelo autor.

2. Teste de Selivanoff

O teste *de Selivanoff* é uma variação do *teste de Molish* que consegue diferenciar aldoses de cetoses devido a diferenças na velocidade e intensidade da reação. Como agente desidratante é empregada solução de HCl 1:1 em água, e como fenol emprega-se o resorcinol. O HCl 1:1 é um agente desidratante menos eficiente que o H_2SO_4 concentrado, e nessas condições as cetoses desidratam mais rapidamente que as aldoses, pois já se encontram na forma furanosídica propícia para a formação do 5-(hidroximetil)-furfural. Já as aldoses encontram-se na forma piranosídica, e teriam que rearranjar para a forma furanosídica para desidratar, o que torna a reação mais lenta e menos eficaz. Em seguida ocorre a adição de duas moléculas de resorcinol, num mecanismo semelhante a reação de Molish (Figura 12), formando um produto vermelho. Para as aldoses a reação é mais lenta e o produto em geral é rosa pálido.

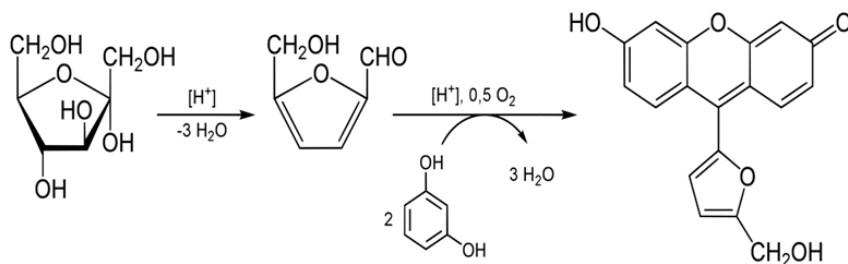


Figura 12 - Reação de Seliwanoff.

Fonte: Autoria própria. Desenhado pelo autor com o programa ChemWindow.



Realização do teste de Seliwanoff

Materiais:

- 5 tubos de ensaio
- 5 Espátulas
- 2 Pipetas graduadas de 10 mL
- Béquero de 500 mL
- Pegador para tubos de ensaio
- Chapa de aquecimento
- Balão volumétrico de 500 mL

Reagentes:

- Glicose
- Frutose
- Sacarose (açúcar de mesa)
- Amido (maizena)
- Celulose (papel)
- Água destilada
- Resorcinol
- Ácido Clorídrico conc.

Procedimento

Num tubo de ensaio coloque 2,0 mL da solução do carboidrato 10% (0,2g em 2,0 mL) e 1,0 mL do reativo de Seliwanoff. Agite e coloque em banho-maria fervente por 2 min. Observar e anotar a cor. Substâncias a serem testadas: glicose, frutose, sacarose (açúcar de mesa), amido (maizena) e celulose (papel). Reagente de Seliwanoff: Dissolva 0,05g de resorcinol em 50 mL de água e adicione 50 mL de HCl concentrado.

COMENTÁRIOS SOBRE AS ATIVIDADES

1. Inicialmente todos os tubos estão incolores, após o aquecimento os tubos da frutose e da sacarose adquirem uma coloração vermelho-cereja. A frutose era esperado pois a mesma trata-se de uma cetose. A sacarose é um dissacarídeo formado pela frutose e glicose com uma ligação acetal. Em meio ácido essa ligação é hidrolisada, liberando glicose e frutose. A frutose liberada então também dá *teste de Seliwanoff* positivo (Figura 13). O mecanismo da reação é mostrado na Figura 14.

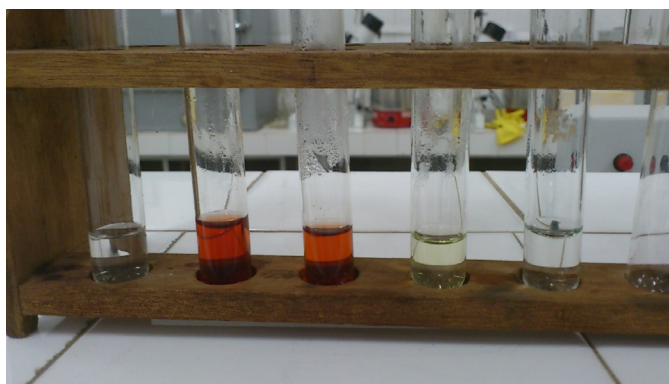


Figura 13 - Resultado do Teste de Seliwanoff.

Fonte: Foto tirada pelo autor.

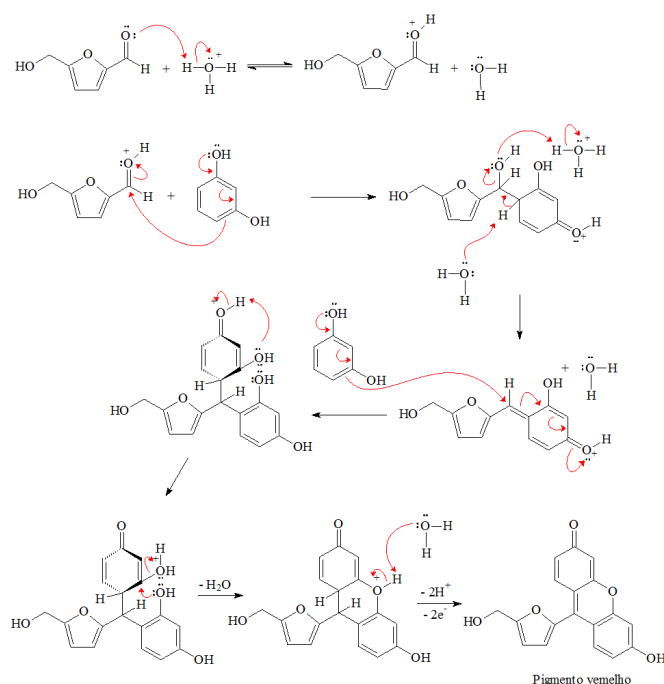


Figura 14 - Mecanismo da Reação de Seliwanoff.

Fonte: Autoria própria. Desenhado pelo autor com o programa ChemWindow.

2. Teste de $Br_2/H_2O/H_3O^+$

A água de bromo é um meio oxidante brando que consegue converter aldeídos em ácidos carboxílicos, porém sem afetar as cetonas. Da mesma forma converte aldoses em ácidos aldônicos (Figura 15). É portanto um teste útil na diferenciação entre aldoses e cetoses, já que o meio ácido impede a isomerização. O mecanismo ocorre sem necessidade de abertura do anel hemiacetal da aldose, e envolve o hidrogênio do carbono anomérico. Como as cetoses não possuem hidrogênio no carbono anomérico, estas não reagem (Figura 16).

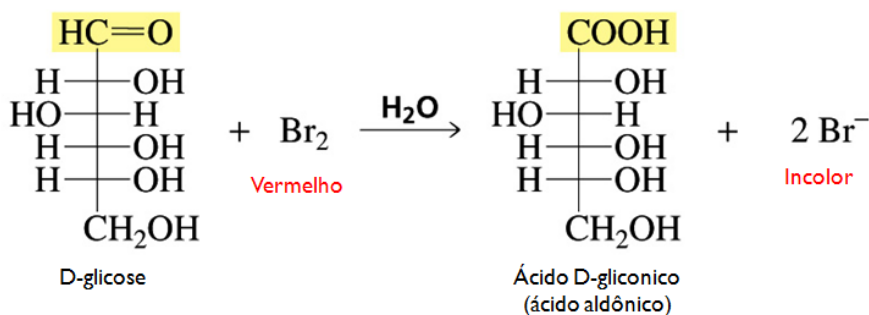


Figura 15 - Reação de oxidação pelo bromo.

Fonte: BRUCE, P. Y. *Química Orgânica*. 4ª. Ed., Vol. 2. Pearson Prentice Hall, 2006, cap. 22, pg. 342 (modificada pelo autor).

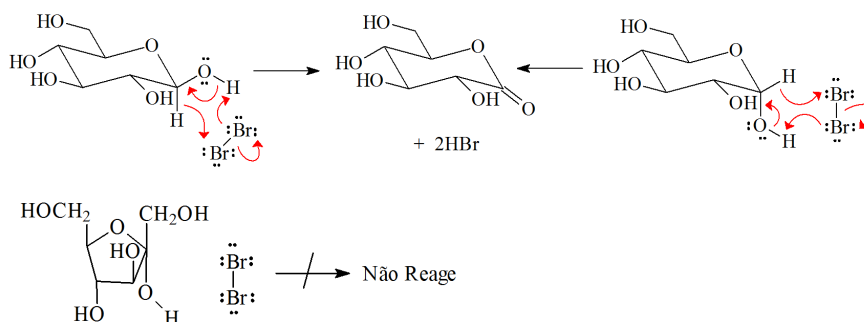


Figura 16 - Mecanismo da oxidação pelo bromo.

Fonte: Autoria própria. Desenhado pelo autor com o programa ChemWindow.



ATIVIDADES

Realização do *teste de Br₂/H₃O⁺*

Materiais:

- 5 tubos de ensaio
- 5 Espátulas
- 2 Pipetas graduadas de 10 mL
- Conta-gotas

Reagentes:

- Glicose
- Frutose
- Sacarose (açúcar de mesa)
- Amido (maizena)
- Celulose (papel)
- Água destilada
- Bromo 5% em água

Procedimento

Em um tubo de ensaio dissolver 0,1g da amostra em 1,0 mL de água. Adicionar gota a gota uma solução de bromo 5% em H₂O, até persistir a coloração do bromo. O descoloramento da solução caracteriza a presença de aldose.

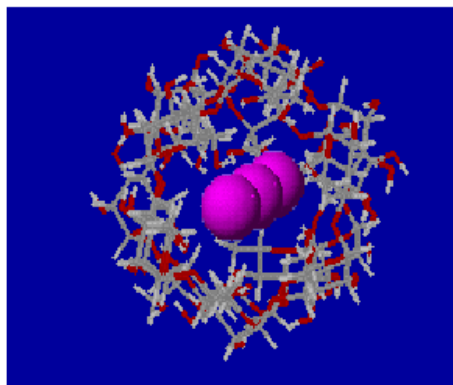
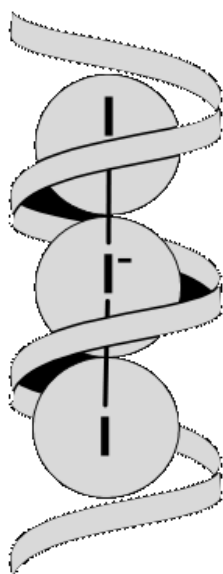
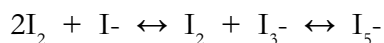
COMENTÁRIOS SOBRE AS ATIVIDADES

1. Inicialmente todos os tubos estão avermelhados, após algum tempo a descoloração ocorre no tubo que contém glicose. Nos tubos com sacarose, amido e celulose o meio ácido hidrolisa a ligação glicosídica para depois ocorrer a oxidação. O tubo com frutose permanece avermelhado.

2. Extração, preparo e caracterização de uma solução de amido de batata

O amido é o principal polissacarídeo de reserva vegetal. Sua importância na alimentação humana é evidenciada pelo consumo de arroz, batata, trigo, mandioca, milho etc, que são as principais fontes de calorias de nossa dieta. Ele é encontrado na forma de granulos no interior dos cloroplastos das folhas, frutas, sementes e raízes (tubérculos). Na batata seu teor pode chegar a 75% do peso seco. Os granulos de amido são insolúveis em água, mas o calor pode quebra-los formando uma

solução coloidal. Entretanto, qualquer agente desidratante promove a precipitação do amido, como etanol ou uma solução saturada de sal. O amido na verdade é formado por dois polímeros da glicose, a amilose e a amilopectina. A estrutura helicoidal da amilose pode acomodar os íons triiodeto I₃⁻ formando um complexo de transferência de carga. Esse é o teste mais conhecido para a presença de amido, denominado teste de Lugol. Para acomodar o triiodeto são necessárias seis voltas da hélice, sendo que cada volta contém seis unidades de glicose num total de 36 unidades monoméricas, formando um complexo azul. A amilopectina, por ser ramificada possui hélices menores, formando um complexo marrom-avermelhado. A maltodextrina, por possuir no máximo 20 unidades de glicose forma um complexo vermelho. O aquecimento desfaz a estrutura helicoidal, quebrando o complexo que perde sua cor, mas ao ser resfriado o complexo retorna.



Complexo de transferência de carga entre amido e I₃⁻.

Fonte: <http://www.elmhurst.edu/~chm/vchembook/548starchiodine.html>

http://en.wikipedia.org/wiki/File:IodineStarch_en.svg



ATIVIDADES

Extração, caracterização e precipitação do amido

Materiais:

- Béqueres de 100 mL
- Espátula
- Bastão de vidro
- Gaze
- Proveta de 50 mL
- Funil
- Béquer 250 mL
- Chapa de aquecimento
- 6 Tubos de ensaio
- 2 Pipetas graduadas 5 mL
- 2 Conta-gotas
- Bico de Bunsen
- Pegador para tubo de ensaio

Reagentes:

- 1 Batata
- Água destilada
- Iodo
- Iodeto de potássio
- Pão
- Banana verde
- Banana madura
- α -Naftol 10% em etanol
- Ácido Sulfúrico conc.
- Etanol
- Solução saturada de sulfato de amônio

Procedimento

Raspe alguns pedaços da parte interna de uma batata com uma lâmina e transfira para um béquer de 100 mL. Adicione 50 mL de água destilada e agite vigorosamente com um bastão de vidro. Filtre o material com gaze recolhendo o filtrado em um béquer de 250 mL, espremendo delicadamente a gaze. Deixe em repouso por 10 min. Decante o líquido sobrenadante. O depósito sólido no fundo do béquer é o amido que foi extraído da batata e será utilizado nos procedimentos de caracterização. Em outro béquer ferva 50 mL de água destilada. Acrescente 50 mL de água fria ao amido extraído e agite de forma a obter uma suspensão. Adicione então lentamente e com constante agitação os 50 mL de água fervente. Aqueça até que se forme uma solução opalescente. Pipete 1,0 mL da solução e realize o *teste de Molish* para confirmar a extração de carboidrato. Reserve o restante da solução.

Teste de Lugol: Em um tubo de ensaio pipetar 2,0 mL de solução de amido de batata. Adicionar 3 gotas de Lugol. Observe a coloração. A presença de amido é confirmada por coloração azul intensa. Aqueça em seguida o tubo diretamente na chama do bico de bunsen e observe a cor. Resfrie em água

corrente e observe a cor. Realize o *teste de Lugol* em um pedaço de pão, uma rodela de banana verde e uma rodela de banana madura, pingando uma gota sobre elas. Reativo de Lugol: Dissolver 1,0 g de iodo e 5,0g de iodeto de potássio em 100mL de água destilada.

Precipitação: Em um tubo de ensaio pipetar 5,0 mL da solução de amido. Adicionar 5,0 mL de solução saturada de sulfato de amônio e agitar fortemente. Deixe em repouso por 10 min. Filtrar e fazer o *teste de Lugol* no filtrado e no precipitado. Em outro tudo de ensaio adicione mais 5,0 mL da solução de amido e 5,0 mL de etanol, agitar. Filtrar e fazer o *teste de Lugol* no filtrado e no precipitado.

COMENTÁRIOS SOBRE AS ATIVIDADES

A solução de amido de batata dá resultado positivo para o teste de Lugol, com uma coloração azul intensa o que indica predominância de amilose. O aquecimento desfaz o complexo colorido, mas este é formado novamente após o resfriamento (Figura 18). Pão e banana verde dão teste positivo para a presença de amido, entretanto, quanto mais madura a banana menos intensa a resposta, pois o amido se converte em glicose durante o amadurecimento (Figura 19). Por fim, tanto o etanol quanto o sulfato de amônio precipitam o amido da solução por ação desidratante. Ao realizar o *teste de Lugol* no filtrado e no precipitado, apenas os precipitados darão positivo.



Figura 18 - Resultado do teste de Lugol.
Fonte: Foto tirada pelo autor.

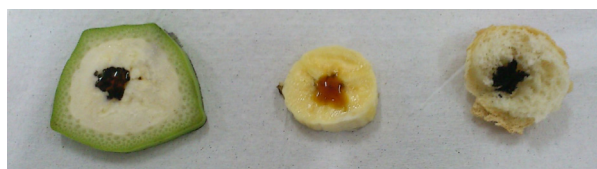


Figura 19 - Teste de Lugol no pão e na banana.
Fonte: Foto tirada pelo autor.

CONCLUSÃO

Os carboidratos estão presentes em nosso dia a dia, não apenas em alimentos mas no papel, na madeira dentre outros locais. O reconhecimento da presença de carboidratos numa amostra pode ser feito por um teste simples e rápido que é o *teste de Molish*. Os carboidratos podem ser divididos em açúcares redutores e não redutores, e seu reconhecimento pode ser feito pelos *testes de Fehling, Benedict ou Tollens*. Aldoses e cetoses não podem ser diferenciadas por estes testes, pois em meio básico uma cetose se converte em aldose. Para diferenciar entre aldoses e cetoses podemos realizar os *teste de Selivanoff* e de $\text{Br}_2/\text{H}_3\text{O}^+$, ambos em meio ácido. O amido é facilmente detectado pela formação do complexo azul com o íon triiodeto. Quanto mais intensa a coloração, maior o teor de amido.



RESUMO

Nesta aula aprendemos a trabalhar com carboidratos no laboratório. Vimos como identificar se uma substância é ou não um carboidrato pelo *teste de Molish*. Conseguimos diferenciar entre açúcares redutores e não redutores pelos *testes de Fehling, Benedict e Tollens*. Diferenciamos também aldoses de cetoses pelos *teste de Selivanoff* e de bromo. Por fim aprendemos a extrair e preparar uma solução de amido, e detectamos a presença do amido pelo *teste de Lugol*.



PRÓXIMA AULA

Na próxima aula, vamos conhecer nossa segunda classe de biomoléculas, os aminoácidos. Veremos suas estruturas, estereoquímica e como estes reagem.



AUTO-AVALIAÇÃO

- 1- Como é feita a detecção de um carboidrato?
- 2- Escreva a reação de desidratação da D-glicose em meio ácido.
- 3- Proponha um mecanismo para a quebra da ligação glicosídica no amido em meio ácido?

- 4- Quais testes identificam açúcares redutores?
- 5- Qual a diferença entre o teste de Fehling e o teste de Benedict?
- 6- Qual teste, Fehling ou Benedict é mais sensível para detectar açúcar na urina de um diabético?
- 7- O teste de Tollens é usado para diferenciar aldeídos de cetonas, porque ele não consegue diferenciar aldoses de cetoses?
- 8- Proponha um mecanismo para a isomerização da D-frutose em D-glicose e D-manose em meio básico:
- 9- Como o teste de Selivanoff consegue diferenciar aldoses de cetoses?
- 10- Porque cetoses não podem ser oxidadas pelo bromo?
- 11- Porque a celulose não reage com o Lugol?
- 12- Porque a amilose dá coloração azul com Lugol, enquanto a amilopectina dá coloração marrom e a maltodextrina coloração vermelha?
- 13- Porque o complexo amido/triiodeto é desfeito ao aquecer-mos a amostra?
- 14- Porque o amido precipita com a adição de etanol?

REFERÊNCIAS

- BRUICE, P. Y. **Química Orgânica**. 4ª. Ed. Pearson Prentice e Hall, São Paulo – SP, 2006. Vol. 2.
- LEHNINGER, A. L.; NELSON, D. L.; COX, M. M. **Princípios de Bioquímica**, 4ª. Ed, Editora Sarvier, 2006, capítulo 7.
- MASTROENI, M. F., GERN, R. M. M. **Bioquímica: Práticas Adaptadas**. Atheneu, São Paulo – SP, 2008.
- PAVIA, D. L., LAMPMAN, G. M., KRIZ, G. S., ENGEL, R. G. **Química Orgânica Experimental: Técnicas de escala pequena**. 2ª. Ed., Bookman, Porto Alegre - RS, 2009.
- PETKOWICZ et. al. **Bioquímica: Aulas Práticas**. 7ª. Ed. Editora UFPR, Curitiba – PR, 2007.
- dos SANTOS, P. C., BOCK, P. M. **Manual Prático de Bioquímica**. Ed. Universitária Metodista IPA, Porto Alegre – RS, 2008.
- VOGUEL, A.I. **Química Orgânica: Análise Orgânica Qualitativa**, Ed. Ao Livro Técnico S.A., Vol. 1, 2 e 3, 1971.