



Protocolos de Avaliação da Qualidade Química e Física de Tomate

Celso Luiz Moretti¹

A avaliação da qualidade pós-colheita de frutas e hortaliças é uma prática rotineira em diversos laboratórios no Brasil e no mundo. Os objetivos podem ser os mais variados: suporte a programas de melhoramento, avaliação do efeito de diferentes fatores ou tratamentos pré-colheita na qualidade pós-colheita ou ainda, o que é mais comum, avaliação da qualidade do produto colhido após o mesmo ter sido submetido a diversos tratamentos pós-colheita visando a extensão da vida de prateleira.

Apesar de rotineiro, não é incomum observar-se que, muitas vezes, os protocolos para avaliação da qualidade pós-colheita de uma determinada fruta ou hortaliça não estão sistematizados e prontamente disponíveis, requerendo trabalho extra dos técnicos envolvidos no processo para o levantamento bibliográfico das diferentes

metodologias disponíveis para avaliação da qualidade do produto em questão. Dentre as hortaliças que apresentam elevada demanda para avaliação da qualidade pós-colheita está o tomate, tendo em vista ser uma hortaliça com elevada representatividade econômica e social no agronegócio brasileiro.

O presente documento tem o objetivo de apresentar metodologias testadas no laboratório de pós-colheita da Embrapa Hortaliças empregadas para avaliação da qualidade pós-colheita de tomates.

Preparo da amostra – recomendações de caráter geral

A fim de obter-se uma amostra que represente da melhor forma possível o material que se

¹ Pesquisador, Dr., Laboratório de Pós-Colheita, Embrapa Hortaliças, Brasília-DF, E-mail: moretti@cnph.embrapa.br

pretende avaliar, recomenda-se a utilização de amostras compostas nas análises onde o tecido necessitará ser homogeneizado.

A amostra composta é preparada por meio da combinação de diversas amostras simples. Assim, em parcelas representadas por 10 frutos (cada fruto representaria uma amostra simples), por exemplo, sugere-se que estes frutos sejam homogeneizados num 'mixer' ou liquidificador (preparação da amostra composta) para que então seja retirada a amostra que será avaliada para a variável desejada.

Açúcares solúveis totais

O procedimento para a determinação do conteúdo de açúcares solúveis totais baseia-se na metodologia descrita por [DUBOIS *et al.* \(1956\)](#).

Preparo da amostra

- No preparo da amostra para análise, homogeneizar os frutos num mixer ou liquidificador por 3 minutos. Retirar uma amostra suficiente para preencher $\frac{3}{4}$ do tubo da centrífuga e centrifugar o material por 13 minutos a 17.600 g.
- Pipetar 1,0 mL do sobrenadante num balão volumétrico de 500 mL, completando-se o volume com água destilada.

Preparo da solução padrão de glicose

- Preparar cinco soluções-padrão de glicose (D-glicose). Pesar em balança analítica 20, 40, 60, 80 e 100 mg de glicose e transferir, quantitativamente, para balões volumétricos de 1L. Completar o volume com água destilada. Submúltiplos das quantidades de glicose podem ser utilizados visando a economia de reagentes.

Preparo da solução de fenol a 5%

- Adicionar 50 mL de água destilada a um becker de 100 mL. Pesar 5 gramas de fenol (p.a.) e transferir para o becker. Agitar a solução. Transferir quantitativamente para um balão volumétrico de 1 L. Completar o volume com água destilada.

Procedimento de análise

- Pipetar em tubos de ensaio (dois tubos para cada amostra) 0,5 mL de cada solução padrão, 0,5 mL da amostra e 0,5 mL de água destilada (para o teste "branco"). Adicionar 0,5 mL de fenol a 5% e agitar os tubos vigorosamente. Após agitação, adicionar rapidamente 2,5 mL de ácido sulfúrico concentrado (98N) pelas paredes dos frascos e agitar o conteúdo novamente. Os frascos devem permanecer em repouso até entrarem em equilíbrio com a temperatura ambiente.

Leitura em espectrofotômetro

- A leitura de absorvância da solução deverá ser realizada num espectrofotômetro no comprimento de onda de 490 nm.

Vitamina C total

A determinação do conteúdo de vitamina C total é baseada na metodologia descrita por [TERADA *et al.* \(1979\)](#), modificada por [NUNES *et al.* \(1995\)](#) e [MORETTI *et al.* \(1998\)](#).

Preparo dos reagentes

Tendo em vista a grande quantidade de reagentes empregados neste protocolo, recomenda-se prepará-los com antecedência mínima de 24 horas antes de iniciar-se a análise propriamente dita.

Solução ácida

- No preparo da solução ácida, pesar 60 g de ácido metafosfórico (HPO₃). Transferir quantitativamente para um balão volumétrico de 1 L e adicionar 115,3 mL de ácido acético glacial (99,7% m/m). Completar o volume com água destilada. A solução deve ser armazenada em refrigerador e sua validade é de 7 a 10 dias.

Solução de 2,6 diclorofenolindofenol (2,6 DCPIP) a 0,2%.

- No preparo da solução, colocar 50 mL de água destilada em um becker e adicionar 200 mg de 2,6 DCPIP. Agitar e transferir quantitativamente para um balão volumétrico de 100 mL. Completar o volume com água destilada.

Estocar a solução em um frasco de cor âmbar. A validade do reagente é indeterminada.

Solução de tiouréia a 2%

- No preparo da solução, colocar 50 mL de água destilada em um becker e adicionar 2 g de tiouréia. Adicionar 5 g de ácido metafosfórico e agitar. Transferir quantitativamente para um balão volumétrico de 100 mL. Completar o volume com água destilada. A validade do reagente é de 2 meses.

Solução ácida de dinitrofenilhidrazina (DNPH) a 2%.

- No preparo da solução, colocar 24 mL de ácido sulfúrico (98N) em um becker de 50 mL imerso em gelo. Adicionar lentamente, com constante agitação, 2,35 g de DNPH. Após certificar-se de que toda DNPH está em solução (solução límpida, de cor amarelada, sem sinais de material em suspensão), transferir quantitativamente para um balão volumétrico de 100 mL. Completar o volume com água destilada. A validade do reagente é de 2 semanas.

Solução de ácido sulfúrico a 90%

- No preparo da solução de ácido sulfúrico a 90%, colocar 100 ml de água destilada em um balão volumétrico de 1 litro. Completar o volume com ácido sulfúrico concentrado (98 N). A validade é indeterminada.

Preparo da amostra

- No preparo da amostra para análise, homogeneizar os frutos num mixer ou liquidificador por 3 minutos. Pesar, em um tubo de ensaio, 2 g do tecido homogeneizado e adicionar 20 mL de solução ácida.

Preparo das soluções-padrão de ácido ascórbico

- Preparar sete soluções-padrão de ácido L - ascórbico. Pesar em balança analítica 20, 40, 60, 80, 100, 120 e 140 mg de ácido L - ascórbico e transferir, quantitativamente,

para balões volumétricos de 1L. Completar o volume com água destilada. Submúltiplos das quantidades de ácido L - ascórbico podem ser utilizados visando a economia de reagentes.

Procedimento de análise

- Após preparar todo o material, as amostras devem ser centrifugadas por 20 minutos, a 17.600 g, na temperatura de 4°C. Após a centrifugação, filtrar o sobrenadante através de papel de filtro Whatman nº 4. Deixar o filtrado atingir a temperatura ambiente e pipetar 1,0 mL da amostra, 1,0 mL de cada solução-padrão e 1,0 mL de mistura ácida em diferentes tubos de ensaio (em duplicata). Adicionar, a cada tubo, uma gota de 2,6 diclorofenolindofenol (2,6 DCPIP). Agitar vigorosamente os tubos e proceder a incubação, à temperatura ambiente, por uma hora.
- Após a incubação, adicionar 1 mL de tiouréia a 2%, promovendo concomitante agitação. Adicionar 0,5 mL de dinitrofenilhidrazina à amostra e às soluções-padrão. Agitar os tubos vigorosamente, tampar com “bolinhas de gude” e levar para o banho-maria, a 60°C, por três horas.
- Após a incubação no banho-maria, os tubos de ensaio devem ser colocados em banho de gelo. Adicionar 2,5 mL de ácido sulfúrico (90%) gelado, procedendo-se a agitação vigorosa dos tubos. No teste branco, adicionar 0,5 mL de dinitrofenilhidrazina (2%) e promover agitação.

Leitura em espectrofotômetro

- A leitura da absorvância deve ser feita em espectrofotômetro a 540 nm.

Carotenóides totais

A determinação do conteúdo de carotenóides totais baseia-se nas metodologias descritas por [LIME et al. \(1957\)](#) e [UMIEL e GABELMAN \(1971\)](#), com modificações propostas por [MORETTI et al. \(1998\)](#).

Preparo da amostra e extração dos pigmentos

- No preparo da amostra para análise, homogeneizar os frutos num mixer ou liqüidificador por 3 minutos. Tomar 8 gramas de tecido homogeneizado e adicionar 40 mL de acetona num mixer ou liqüidificador e homogeneizar o material por um minuto.
- Nota: a tampa do liqüidificador não deve estar totalmente fechada pois, tendo em vista a acetona ser extremamente volátil, o fechamento total da tampa pode ocasionar acidentes.
- Proceder a filtragem a vácuo, em filtro de papel Whatmann nº 4, com o auxílio de um kitassato protegido com papel alumínio, para se evitar a foto-oxidação dos pigmentos. Após a filtragem, lavar por duas vezes, com 25 mL de acetona, o frasco em que o tecido foi homogeneizado. Adicionar ao filtrado 45 mL de hexano.

Partição das fases

- Transferir a solução resultante para um funil de separação, aguardando-se tempo suficiente para que haja uma nítida separação de fases. Tal separação ocorre, em geral, em torno de 20 minutos.
- Proceder à lavagem do hexano com 100 mL de água destilada que deve ser vagarosamente adicionada pelas paredes do funil de separação. Agitar o funil lentamente, em movimentos circulares, de tal forma a promover-se um contato satisfatório entre as fases e, simultaneamente, evitar-se a formação de uma emulsão entre elas. Após a separação nítida de fases, descartar a fase inferior e proceder à lavagem com água destilada por mais duas vezes.
- Após a última lavagem, transferir o extrato hexano-pigmentos para um balão volumétrico de 100 mL e completar o volume com hexano.

Leitura em espectrofotômetro

- Proceder à leitura do extrato num

espectrofotômetro em dois comprimentos de onda: 503 nm (máximo de absorção para licopeno) e 451 nm (máximo de absorção para β -caroteno e próximo ao mínimo para licopeno). A concentração de carotenóides totais (mg.kg^{-1}) é calculada pela seguinte equação:

$$\text{Ct} = 1/ b.c (395.A_{503} - 80,5.A_{451}), \text{ onde}$$

Ct = concentração de carotenóides totais ($\text{mg}/100\text{g}$);

$A_{503/451}$ = absorvância dos pigmentos a 503 e 451 nm;

b = caminho percorrido pela luz na cubeta ($b = 1 \text{ cm}$); e

c = concentração do extrato hexano-pigmentos (g.L^{-1}).

As constantes na fórmula acima foram calculadas, usando-se a absorvância específica do β -caroteno, a 451nm (250,3) e a 503nm (51,0), e do licopeno a 451nm (195,5) e 503nm (292,7).

Acidez total titulável

A determinação da acidez total titulável baseia-se na metodologia descrita por [MORETTI et al. \(1998\)](#).

Preparo da amostra

- No preparo da amostra para análise, homogeneizar os frutos num mixer ou liqüidificador por 3 minutos. Pesar 20 g do tecido fresco e centrifugar o homogenato a 17.600 g por 13 minutos. Tomar 6 g do sobrenadante do tecido centrifugado e adicionar 50 mL de água destilada.

Titulação

- Proceder à titulação com NaOH (0,1 N) até o pH 8,2, onde se considera que todo ácido cítrico, ácido orgânico predominante em tomates, foi titulado. A acidez da solução pode ser expressa em percentagem ou em miliequivalentes de ácido cítrico por kg de tecido fresco ([Figura 1](#)).

Foto: Celso L. Moretti



Fig. 1. Análise de acidez titulável realizada com titulador automático. Embrapa Hortaliças, Brasília-DF, 2003.

As seguintes equações são utilizadas para os cálculos:

$$\% \text{ ácido cítrico} = [\text{mL (NaOH)} * \text{N (NaOH)} * 0,064 / 6] * 100$$

$$\text{meq ac. cítrico} = \% \text{ác. cítrico} * 10 / 0,064$$

Sólidos solúveis totais

A determinação dos sólidos solúveis totais baseia-se na metodologia descrita por [MORETTI et al. \(1998\)](#).

Preparo da amostra

- No preparo da amostra para análise, homogeneizar os frutos num mixer ou liquidificador por 3 minutos.



Foto: Celso L. Moretti

Leitura em refratômetro

- O conteúdo de sólidos solúveis é medido num refratômetro de mesa ou de campo e expresso em graus brix. Antes de se fazer a leitura da amostra propriamente dita, o refratômetro deve ser calibrado (“zerado”) com água destilada.
- A medição é feita colocando-se uma pequena quantidade do material homogeneizado sobre a superfície do prisma ([Figura 2a](#)), procedendo-se à leitura de forma direta ([Figura 2b](#)). O valor encontrado deve ser corrigido de acordo com a temperatura no momento da leitura, baseando-se em tabelas fornecidas pelo fabricante do equipamento.

Vazamento de solutos do tecido pericárpico

- O vazamento de solutos é uma análise que é normalmente realizada em tecidos que sofreram algum tipo de estresse mecânico, principalmente o de impacto. Pode também servir como indicador (medida indireta) da desordem fisiológica conhecida como injúria por frio. A determinação do vazamento de solutos é baseada na metodologia descrita por [WHITLOW et al. \(1992\)](#), com modificações descritas abaixo.

Preparo da amostra

- Retirar cinco discos (1,0 cm de diâmetro) da região equatorial do pericarpo dos frutos



Foto: Celso L. Moretti

Fig. 2. Colocação da amostra no prisma do refratômetro (A) para leitura do teor de sólidos solúveis totais (B). Embrapa Hortaliças, Brasília-DF, 2003.

ou do local que apresenta lesões devidas à injúria por frio com o auxílio de um removedor de cascas (“cork borer”) número 8 (1 cm de diâmetro, aproximadamente) esterilizado. Os discos devem ser lavados com água destilada e secos com papel absorvente.

Procedimento de análise

- Preparar solução de manitol na concentração de 300mM. Em um frasco com tampa, adicionar 15 mL da solução de manitol aos discos retirados do pericarpo e colocar as amostras num agitador por quatro horas. Após esse intervalo de tempo, medir a condutividade elétrica inicial (mA_i) da solução num condutímetro.
- Congelar a solução juntamente com os discos num freezer (temperatura ao redor de -20°C) por um período de 12 h. Findo esse período de congelamento, descongelar a solução num banho de gelo a 5°C e levar à ebulição em banho-maria por 25 minutos.
- Após a ebulição, deixar a solução entrar em equilíbrio com a temperatura ambiente e medir novamente a condutividade elétrica da solução, que desta vez expressará o conteúdo total de eletrólitos (mA_f).
- O vazamento de solutos (V_s), em termos percentuais, é expresso pela seguinte equação matemática:

$$V_s = m_{Ai} / m_{Af} \times 100$$

Clorofila

- A determinação da clorofila total, **a** e **b** é baseada na metodologia descrita por [INSKEEP e BLOOM \(1985\)](#), com modificações realizadas no preparo da amostra, que são descritas abaixo.

Preparo da amostra

- Retirar 4 discos de 1,0 cm de diâmetro da região equatorial do pericarpo dos frutos e pesá-los. Colocar os discos num

almofariz, adicionar 10 mL do solvente N,N-dimetilformamida (DMF) e com o auxílio de um pistilo promover a maceração do material até obter-se um macerado uniforme. Transferir o material para frascos protegidos com papel alumínio, para se evitar a fotodegradação dos pigmentos clorofílicos e adicionar 10 mL de DMF. Armazenar os frascos a 4°C por sete dias. Retirar os frascos da câmara fria e promover a agitação dos mesmos por 24 h.

Procedimento de análise

- Após a agitação, filtrar o solvente em papel-filtro “Miracloth” ou Whatmann no. 4 e ler a absorvância a 647nm e 664,5nm. A concentração de pigmentos (mg.Kg⁻¹) é calculada de acordo com as seguintes equações:

$$\text{Clorofila total} = 17,95 \cdot A_{647} + 7,90 \cdot A_{664,5}$$

$$\text{Clorofila } \mathbf{b} = 20,47 \cdot A_{647} - 4,73 \cdot A_{664,5}$$

$$\text{Clorofila } \mathbf{a} = 12,70 \cdot A_{664,5} - 2,79 \cdot A_{647}$$

Evolução de gás carbônico e etileno

- As avaliações de evolução de gás carbônico e etileno são especialmente importantes em tomates no período pós-colheita tendo em vista que esta hortaliça de fruto é classificada como climatérica, isto é, apresenta num dado momento de seu desenvolvimento elevação significativa da evolução de gás carbônico e etileno. Tal fenômeno está associado a diversos processos metabólicos relacionados com a maturação do fruto. Tendo em vista a facilidade e praticidade do método, será descrita a determinação da evolução de gás carbônico e etileno em sistema fechado ou estático.

Colocação dos frutos em frascos herméticos

- Os frutos colhidos devem ser colocados em frascos herméticos providos com tampa e de volume conhecido ([Figura 3](#)). Deve ser registrada a massa dos frutos colocados em cada frasco.

Foto: Celso L. Moretti



Fig. 3 Frutos colocados em jarros herméticos para avaliação da evolução de gás carbônico e etileno em sistema fechado. Embrapa Hortaliças, Brasília-DF, 2003.

- As tampas devem possuir septos de borracha que permitam que sejam retiradas amostras da atmosfera interna dos frascos, com o auxílio de uma seringa hipodérmica de 1 mL.

Fechamento dos frascos e amostragem

- Após a colocação dos frutos, todos os frascos devem ser fechados rapidamente e registrado o momento do fechamento. Após uma hora do fechamento dos frascos, devem ser retiradas amostras da atmosfera interna com o auxílio de uma seringa hipodérmica com capacidade de 1 mL (Figura 4). A agulha deve ser inserida no septo de borracha. Antes de se retirar a amostra é recomendável que a atmosfera interna seja homogeneizada puxando e empurrando o êmbolo da seringa

Foto: Celso L. Moretti



Fig. 4. retirada de amostra da atmosfera interna do jarro com o emprego de seringa hipodérmica de 1 mL. Embrapa Hortaliças, Brasília-DF, 2003.

por duas ou três vezes. A amostra de 1 mL deve ser injetada no cromatógrafo à gás para a determinação das concentrações dos gases em estudo.

- Caso seja necessário a realização de outras leituras, os frascos devem ser abertos, a atmosfera interna deve ser renovada com o auxílio de um ventilador ou outro aparato semelhante, e somente então deve se proceder novamente o fechamento dos frascos.

Cromatografia gasosa

- Antes da injeção das amostras, deve ser injetado o padrão para gás carbônico e etileno nas respectivas colunas.

Foto: Celso L. Moretti



Fig. 5. Injeção da amostra retirada do jarro em cromatógrafo à gás. Embrapa Hortaliças, Brasília-DF, 2003.

- Injetar a amostra para gás carbônico na coluna equipada com detector de condutividade térmica (Figura 5). A área e a altura do pico gerado será proporcional à concentração de gás carbônico na amostra. A coluna normalmente usada para gás carbônico é a de Porapak Q (60 a 100 mesh).
- Injetar a amostra para etileno na coluna equipada com detector de ionização de chama. A área e a altura do pico gerado será proporcional à concentração de etileno na amostra. A coluna normalmente usada para etileno é a de alumina.
- As temperaturas da coluna, do injetor e do detector devem ser de 60, 100 e 140°C para a análise de CO₂ e de 60, 100 e 150°C para avaliação de etileno.

Firmeza

- A firmeza é uma das principais variáveis estudadas na pós-colheita de tomates. A determinação da firmeza em tomates é feita com o emprego de equipamentos como o penetrômetro ou o aplanador. O penetrômetro possui uma ponta de prova que é pressionada

Foto: Celso L. Moretti



Fig. 6. Retirada de uma pequena porção da periderme do fruto para medição de firmeza. Embrapa Hortaliças, Brasília-DF, 2003.

contra a superfície do fruto. No momento em que a superfície do fruto é perfurada pela ponta de prova, o registrador marca a força que foi utilizada, que é proporcional à firmeza do fruto. A ponta de prova utilizada para a avaliação da firmeza em tomates é a de 5 mm de diâmetro.

Preparo da amostra e leitura

- A medida da firmeza deve ser feita na região equatorial do fruto. Com o auxílio de uma faca bem afiada, retirar uma área de 1 cm² da película (epiderme) superficial do fruto (Figura 6). Encostar o penetrômetro perpendicularmente ao fruto e pressioná-lo firmemente até que o pericarpo seja perfurado (Figura 7). Fazer a leitura da firmeza diretamente no equipamento. As unidades mais empregadas para exprimir a leitura feita são kgf, N ou Lbf.

Outros equipamentos para medição da firmeza

Penetrômetro à gás

- Recentemente, a Embrapa Hortaliças lançou o penetrômetro à gás, que elimina o inconveniente da fadiga das molas dos

Foto: Celso L. Moretti



Fig. 7. Medição da firmeza de tomates com o emprego de um penetrômetro. Embrapa Hortaliças, Brasília-DF, 2003

Foto: Celso L. Moretti



Fig. 8. Penetrômetro à gás desenvolvido pela Embrapa Hortaliças. Embrapa Hortaliças, Brasília-DF, 2003.

penetrômetros tradicionais. Tais dispositivos, com o passar do tempo, apresentam problemas em seu funcionamento, o que pode levar a erros de leitura. O penetrômetro à gás elimina esse inconveniente, pois não possui molas. Além disso, é de baixíssimo custo, o que permite que qualquer laboratório possa avaliar a firmeza de tomates e de outras frutas ou hortaliças ([Figura 8](#)).

- A forma de utilização do penetrômetro à gás é idêntico à do penetrômetro convencional. Maiores informações sobre a utilização do penetrômetro à gás podem ser obtidas na página da Embrapa Hortaliças na internet, no endereço http://www.cnph.embrapa.br/laborato/pos_colheita/penetrometro.htm

Aplanação

- A técnica de aplanação foi desenvolvida nos anos 80 pelos pesquisadores [Bernstein e Lustig \(1981; 1985\)](#) utilizando-se como modelo frutos de bagas de uva. Tais frutos foram imaginados como um balão de

parede fina com uma pressão hidrostática, de turgescência, em seu interior. Diversos trabalhos conduzidos na Embrapa Hortaliças têm utilizado esta técnica para a medição de firmeza em hortaliças ([CALBO; CALBO, 1989; CALBO; NERY, 1995, CALBO et al., 1995](#)), dentre elas o tomate. O aplanador mede a firmeza dependente da pressão de turgescência das células, que é a firmeza que o consumidor percebe quando pressiona uma hortaliça entre seus dedos.

- Para a medição da firmeza de tomates pelo método de aplanação, o fruto é colocado sobre a mesa de prova do equipamento ([Figura 9](#)). Abaixa-se então a placa de vidro do equipamento até que a mesma repouse sobre a superfície do fruto. Na parte superior da placa de vidro a área amassada do fruto forma um elipsóide. O operador deve então medir, com um paquímetro ou uma régua, os dois comprimentos (maior e menor) ([Figura 10](#)) e calcular a área da figura elipsóide de acordo com a fórmula:

$$\text{Área} = 0,784 \times \text{Comp. maior} \times \text{Comp. menor}$$

Foto: Celso L. Moretti



Foto: Celso L. Moretti

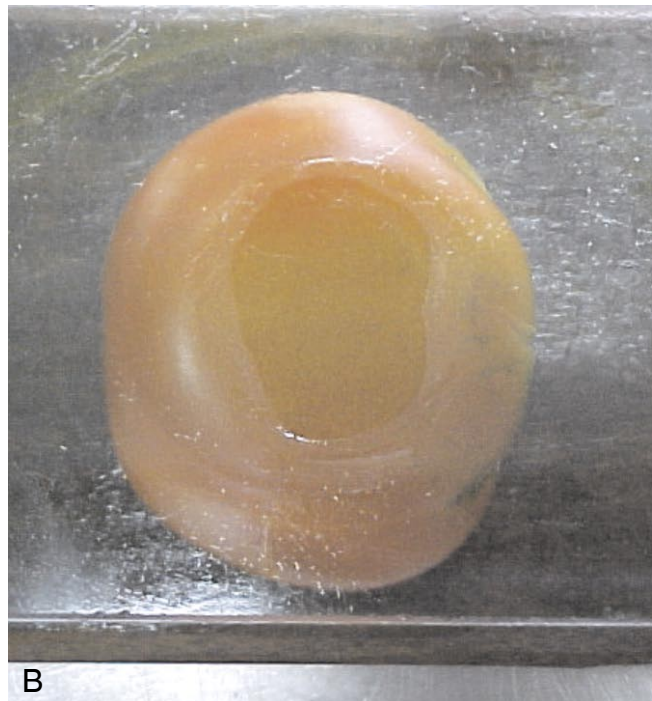


Fig. 9. Aplanador usado para medição de firmeza dependente do turgor celular (A) e fruto colocado na mesa de prova do equipamento (B). Embrapa Hortaliças, Brasília-DF, 2003.

Foto: Celso L. Moretti



Fig. 10. Medição da figura elipsóide formada na placa de vidro do aplanador. Embrapa Hortaliças, Brasília-DF, 2003.

- A firmeza (F) é medida, então, dividindo-se o peso da placa de vidro (Força, em kgf) pela área aplanada (deformada) na superfície superior do órgão, em cm². A firmeza tem

unidade de pressão e pode ser apresentada em kgf . cm⁻².

$$F = \text{Força}/\text{Área}$$

- Maiores informações sobre a utilização do aplanador bem como sobre sua construção podem ser obtidas na página da Embrapa Hortaliças na internet no endereço http://www.cnph.embrapa.br/laborato/pos_colheita/aplanador.htm.

Coloração pelo sistema L*a*b*

- A medida objetiva da coloração de tomates tornou-se sensivelmente mais simples a partir do advento dos colorímetros. O que era avaliado antes de maneira subjetiva por meio de escala de notas passou a ser medido objetivamente com o emprego desses equipamentos.
- O sistema tri-axial ("tristimulus") de cores fornece três coordenadas (**L* a* b***) que permitem ao observador determinar com

exatidão a coloração do objeto em estudo. Neste sistema, o eixo **x** corresponde às cores que variam do verde (**-a**) ao vermelho (**+a**); o eixo **y** corresponde às cores que variam do azul (**-b**) ao amarelo (**+b**) e o eixo **z** corresponde às cores que vão do branco (**+L**) ao preto (**-L**).

- Para tomates, a relação matemática entre os valores **a*** e **b*** é comumente empregada em estudos fisiológicos e fitotécnicos e auxilia na determinação do estágio de amadurecimento do produto. Vários pesquisadores utilizam-se de tal artifício notadamente nos trabalhos de melhoramento genético.
- Relações matemáticas entre **a*/b*** maiores que 0 (zero) indicam que o produto está com predominância de coloração de fruto amadurecido (vermelho, para tomates) e menores que 0 (zero) indicam que o produto está com predominância de coloração imatura (verde, para tomates).

Procedimento de análise

- A avaliação da coloração com o colorímetro deve ser feita em pelo menos dois pontos da superfície do fruto, de preferência na região equatorial.

- O colorímetro deve ser encostado na superfície do fruto e, mantendo-o firmemente em contato, proceder a leitura ([Figura 11](#)). Os valores de **L*a*b*** devem ser anotados para posterior interpretação.

- As fórmulas mais utilizadas para a interpretação os resultados são ângulo Hue e Cromo, de acordo com as seguintes equações:

$$\text{Ângulo Hue} = \text{arctang}(a,b) * 180/\pi$$

$$\text{Croma} = (a^2 + b^2)^{1/2}$$

Literatura Citada

ASKAR, A., TREPTOW, H. **Quality assurance in tropical fruit processing**. New York: Springer-Verlag, 1993. 231 p.

BERNSTEIN, Z.; LUSTIG, I. A new method of firmness measurement on grape berries and other juicy fruits. **Vitis**, Geneva, v.20, p.15-21, 1981.

BERNSTEIN, Z.; LUSTIG, I. Hydrostatic methods of measurement of firmness and turgor pressure of grape berries (*Vitis vinifera* L.). **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 25, p. 129-136, 1985.

CALBO, A. G. Physiology of vacuum induced tomato fruit cracking. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Londrina, v. 2, n. 1, p. 55-61, 1990.

Foto: Celso L. Moretti



Fig. 11. Medição da cor (sistema L*a*b*) de tomates com um colorímetro portátil. Embrapa Hortaliças, Brasília-DF, 2003.

- CALBO, A. G.; CALBO, M. E. Medição e importância do potencial de parede. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Londrina, v. 1, n. 1, p. 41-45, 1989.
- CALBO, A.G.; NERY, A.A. Medida de firmeza de hortaliças pela técnica de aplanção. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 13, n. 1, p. 14-18, 1995.
- CALBO, A. G.; NERY, A. A.; HERRMANN, P. S. P.de Intercellular deformation in compressed organs. **Annals of Botany**, London, v. 76, p 365-370, 1995.
- DUBOIS, M.; GILLES, K. A.; HAMILTON, J. K.; REBERS, P. A., SMITH, F. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. **Analytical Chemistry**, Washington, v. 28, p. 350-356, 1956.
- INSKEEP, W. P.; BLOOM, P. R. Extinction coefficients of chlorophyll a and b in N,N-Dimethylformamide and 80% acetone. **Plant Physiology**, Minneapolis, v. 77, p. 483-485, 1985.
- LIME, B. J.; GRIFFITHS, F. P.; O'CONNOR, R. T.; HEINZELMANN, D. C.; MCCALL, E. R. Spectrophotometric methods for determining pigmentation – beta-carotene and lycopene – in ruby red grapefruit. **Agricultural and Food Chemistry**, Easton, v. 5, n. 12, p. 941-944, 1957.
- MORETTI, C. L.; SARGENT, S. A.; HUBER, D. J.; CALBO, A. G.; PUSCHMANN, R. Chemical composition and physical properties of pericarp, locule and placental tissues of tomatoes with internal bruising **Journal of the American Society for Horticultural Science**, Alexandria, v. 123, n. 4, p. 656-660, 1998.
- NUNES, M. C. N.; BRECHT, J. K.; MORAIS A. M. M. B.; SARGENT, S. A. Physical and chemical quality characteristics of strawberries after storage are reduced by a short delay to cooling. **Postharvest Biology and Technology**, Amsterdam, v. 6, p. 17-28, 1995.
- TERADA, M.; WATANABE, Y.; KUNITOMA, M.; HAYASHI, E. Differential rapid analysis of ascorbic acid and ascorbic acid 2-sulfate by dinitrophenylhydrazine method. **Annals of Biochemistry**. v. 4, p. 604-8, 1979.
- UMIEL, N.; GABELMAN, W. H. Analytical procedures for detecting carotenoids of carrot (*Daucus carota* L.) roots and tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) fruits. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, Alexandria, v. 96, n. 6, p. 702-704, 1971.
- WHITLOW, T. H.; BASSUK, N. L.; RANNEY, T. G.; REICHERT, D. L. An improved method for using electrolyte leakage to assess membrane competence in plant tissues. **Plant Physiology**, Minneapolis, v, 98, p. 198-205, 1992.

Publicado com recursos do PRODETAB - Projeto 55/03

Comunicado
Técnico, 32

Exemplares desta edição podem ser adquiridos na:
Embrapa Hortaliças
BR 060 km 9 Rod. Brasília-Anápolis
C. Postal 218, 70359-970 - Brasília-DF



Ministério da Agricultura,
Pecuária e Abastecimento

www.cnph.embrapa.br
Telefone: (61) 3385-9009
Fax: (61) 3385-9042
E-mail: sac.hortalicas@embrapa.br



1ª edição
1ª impressão (2006): 500 exemplares

Comitê de Publicações: Presidente: Gilmar P. Henz
Secretária-Executiva: Fabiana S. Spada
Editor Técnico: Flávia A. de Alcântara
Membros: Alice Maria Quezado Duval
Edson Guiducci Filho
Milza M. Lana

Expediente Normatização Bibliográfica: Rosane M. Parmagnani

Editoração eletrônica: José Miguel dos Santos