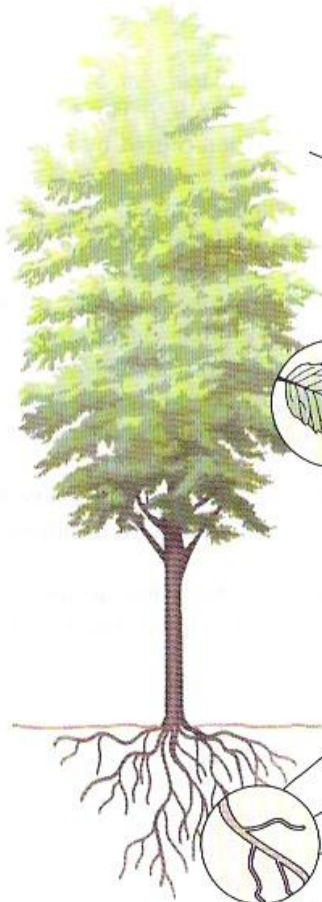


4. Relações Hídricas em Plantas

20 m



Localização
Ar externo (umidade relativa = 50%)
Espaços intercelulares da folha
Parede celular do mesofilo (a 10 m)
Vacúolo do mesofilo (a 10 m)
Xilema foliar (a 10 m)
Xilema radicular (perto da superfície)
Vacúolo de célula radicular (perto da superfície)
Solo adjacente à raiz
Solo a 10 mm da raiz

Potencial hídrico e seus componentes (em MPa)				
Potencial hídrico (Ψ_w)	Pressão (Ψ_p)	Potencial osmótico (Ψ_s)	Gravidade (Ψ_g)	Potencial hídrico na fase gasosa ($\frac{RT}{V_w} \ln [RH]$)
-95,2				-95,2
-0,8				-0,8
-0,8	-0,7	-0,2	0,1	
-0,8	0,2	-1,1	0,1	
-0,8	-0,8	-0,1	0,1	
-0,6	-0,5	-0,1	0,0	
-0,6	0,5	-1,1	0,0	
-0,5	-0,4	-0,1	0,0	
-0,3	-0,2	-0,1	0,0	

FIGURA 4.16 Visão geral representativa do potencial hídrico e seus componentes em vários pontos ao longo da rota de transporte do solo, por meio da planta para a atmosfera. O potencial hídrico (Ψ_w) pode ser medido ao longo deste *continuum*, mas os componentes variam. Na parte líquida do transporte, pressão (Ψ_p), potencial osmótico (Ψ_s) e gravidade (Ψ_g) determinam Ψ_w . No ar, somente a umidade relativa ($\frac{RT}{V_w} \times \ln[RH]$) é importante. Observe que, embora o potencial hídrico seja o mesmo no vacúolo de células do mesofilo e na parede celular circundante, os componentes do Ψ_w podem variar bastante (por exemplo, nesse caso Ψ_p é 0,2 MPa no interior da célula do mesofilo e -0,7 MPa fora) (Nobel, 1999).

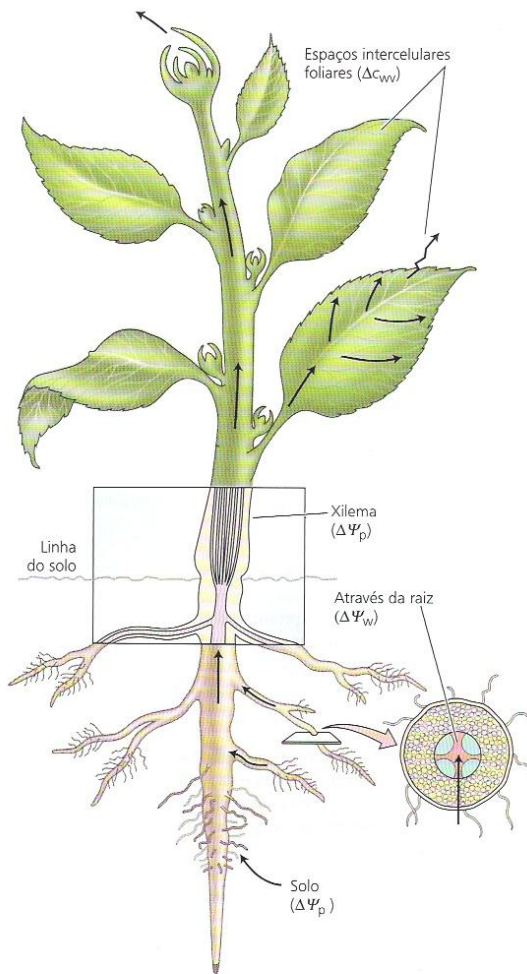


FIGURA 4.1 Principais forças propulsoras do movimento de água do solo através da planta para a atmosfera: diferenças em concentração de vapor de água (ΔC_{wv}), pressão hidrostática ($\Delta \Psi_p$) e potencial hídrico ($\Delta \Psi_w$).

TABELA 4.1
Características físicas de diferentes solos

Solo	Diâmetro da partícula (mm)	Área de superfície por grama (m^2)
Areia grossa	2.000–200	< 1–100
Areia fina	200–20	
Silte	20–2	
Argila	< 2	100–1.000

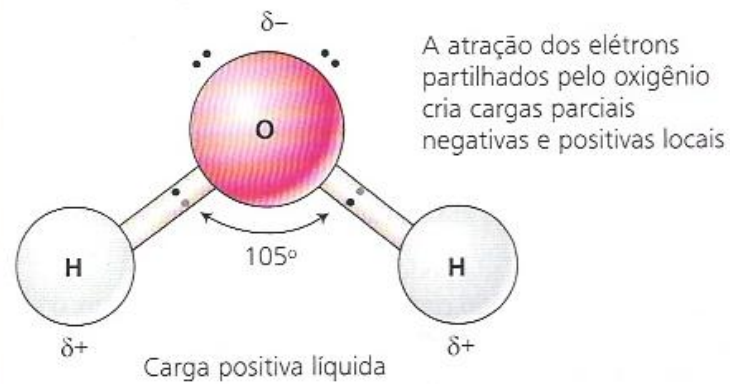


FIGURA 3.3 Diagrama da molécula de água. As duas ligações intramoleculares hidrogênio-oxigênio formam um ângulo de 105° . As cargas parciais opostas (δ^- e δ^+) na molécula de água levam à formação das ligações de hidrogênio com outras moléculas de água. O oxigênio tem seis elétrons nos orbitais externos; cada hidrogênio tem um.

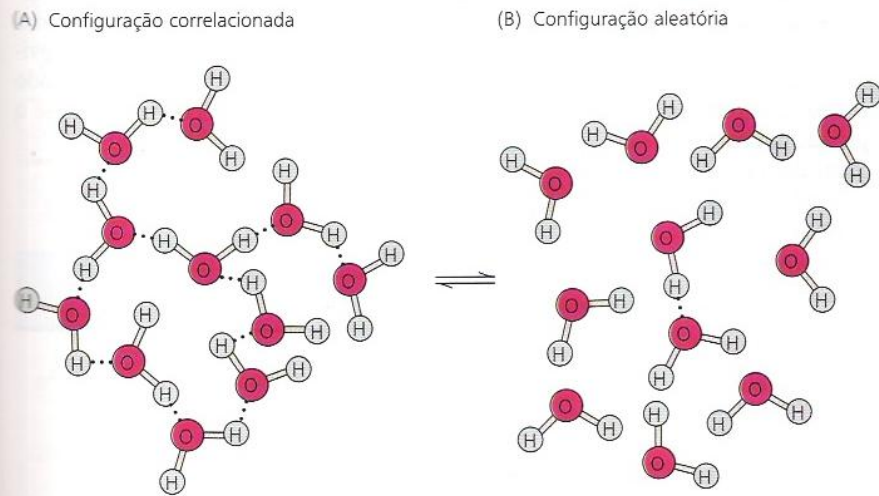
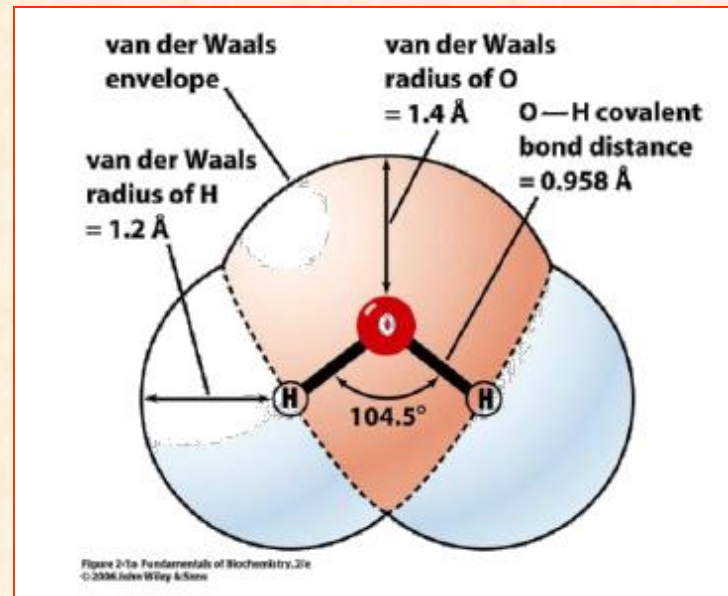
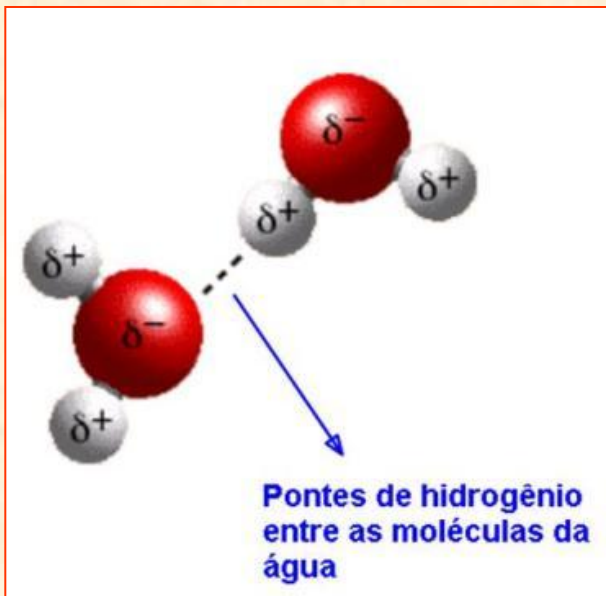


FIGURA 3.4 (A) As ligações de hidrogênio entre moléculas de água resultam em agregações locais de moléculas de água. (B) Devido à agitação térmica contínua das moléculas de água, essas agregações têm vida curta; elas se quebram rapidamente, formando configurações muito mais aleatórias.



Substância	Calor Específico (cal/g.°C)
<u>Água</u>	1,0
<u>Álcool</u>	0,58
<u>Alumínio</u>	0,22
<u>Ar</u>	0,24
<u>Carbono</u>	0,12
<u>Chumbo</u>	0,031
<u>Cobre</u>	0,094
<u>Ferro</u>	0,11
<u>Gelo</u>	0,5
<u>Hélio</u>	1,25
<u>Hidrogênio</u>	3,4
<u>Latão</u>	0,092
<u>Madeira</u>	0,42
<u>Mercúrio</u>	0,033
<u>Nitrogênio</u>	0,25
<u>Ouro</u>	0,032
<u>Oxigênio</u>	0,22
<u>Prata</u>	0,056
<u>Rochas</u>	0,21
<u>Vidro</u>	0,16
<u>Zinco</u>	0,093

Tabela de calores latentes

A tabela seguinte mostra a latentes aquece e mudança de fase temperaturas de alguns fluidos comuns e gases.

Substância	Calor Latente Fusão kJ / kg	Fusão Ponto ° C	Calor Latente Vaporização kJ / kg	Ebulição Ponto ° C
O álcool, etilo	108	-114	855	78,3
Amônia	339	-75	1369	-33,34
Gás carbônico	184	-78	574	-57
Hélio			21	-268,93
Hidrogénio (2)	58	-259	455	-253
Chumbo ^[6]	24,5	327,5	871	1750
Nitrogénio	25,7	-210	200	-196
Oxigénio	13,9	-219	213	-183
R134a		-101	215,9	-26,6
Tolueno		-93	351	110,6
Terebintina			293	
Água	334	0	2260	100

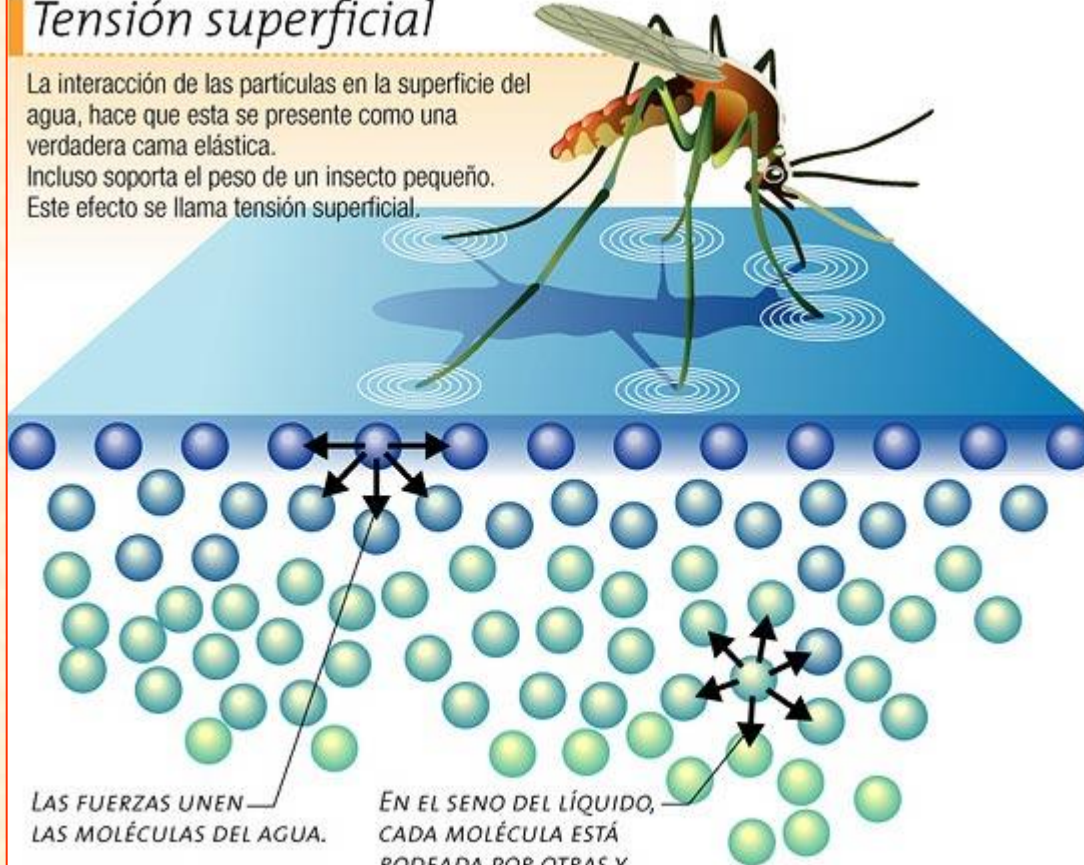
Tabelas de calores latentes

Calor latente de fusão (L)	
Substância	$\times 10^4$ (J kg ⁻¹)
Água	33,5
Azoto	2,57
Chumbo	2,32
Cobre	20,7
Etanol	10,8
Hidrogénio	5,80
Mercúrio	1,14
Ouro	6,28
Oxigénio	1,39
Prata	10,5

Calor latente de vaporização (L)	
Substância	$\times 10^4$ (J kg ⁻¹)
Água	226
Azoto	20,0
Chumbo	85,9
Cobre	473
Etanol	85,5
Hidrogénio	45,5
Mercúrio	29,6
Ouro	172
Oxigénio	21,3
Prata	23,4

Tensión superficial

La interacción de las partículas en la superficie del agua, hace que esta se presente como una verdadera cama elástica. Incluso soporta el peso de un insecto pequeño. Este efecto se llama tensión superficial.



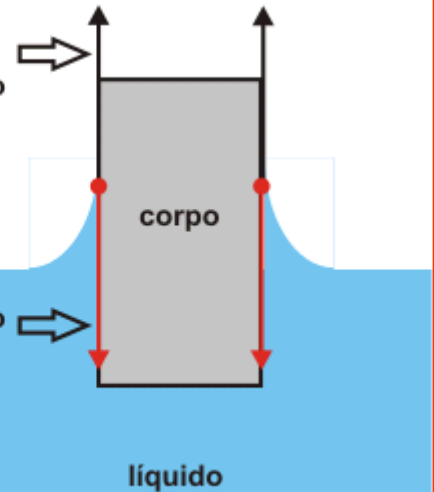
LAS FUERZAS UNEN LAS MOLÉCULAS DEL AGUA.

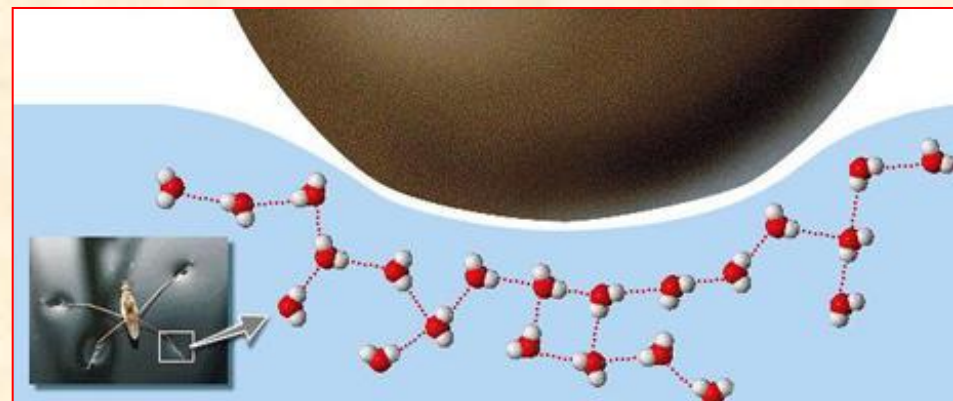
EN EL SENO DEL LÍQUIDO, CADA MOLÉCULA ESTÁ RODEADA POR OTRAS Y AS FUERZAS SE COMPENSAN.

O líquido molha o corpo

Componente vertical da forza exercida pelo corpo sobre o líquido

Componente vertical da forza exercida pelo líquido sobre o corpo





Mercúrio



Água



Coesão e Adesão



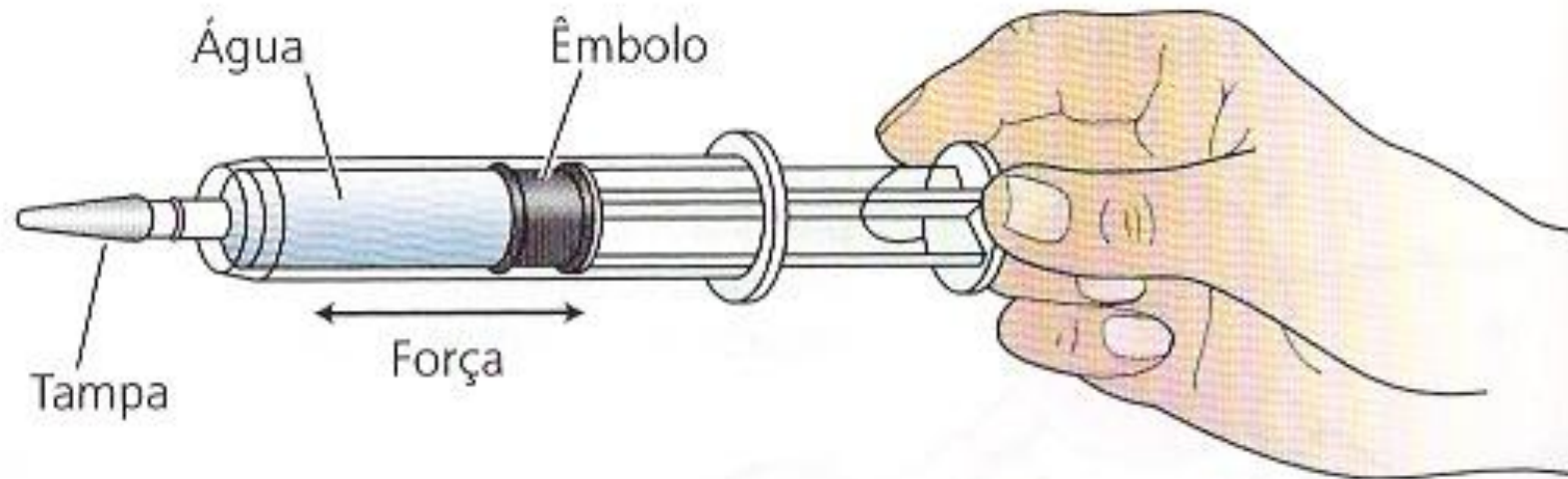


FIGURA 3.5 Uma seringa selada pode ser usada para criar pressões positivas e negativas em um fluido como a água. Ao ser empurrado, o êmbolo comprime o fluido e se desenvolve uma pressão positiva. Se uma pequena bolha de ar é aprisionada dentro da seringa, ela encolhe à medida que a pressão aumenta. Ao puxar o êmbolo, o fluido desenvolve uma tensão ou pressão negativa. Qualquer bolha de ar presente na seringa expandirá à medida que a pressão é reduzida.

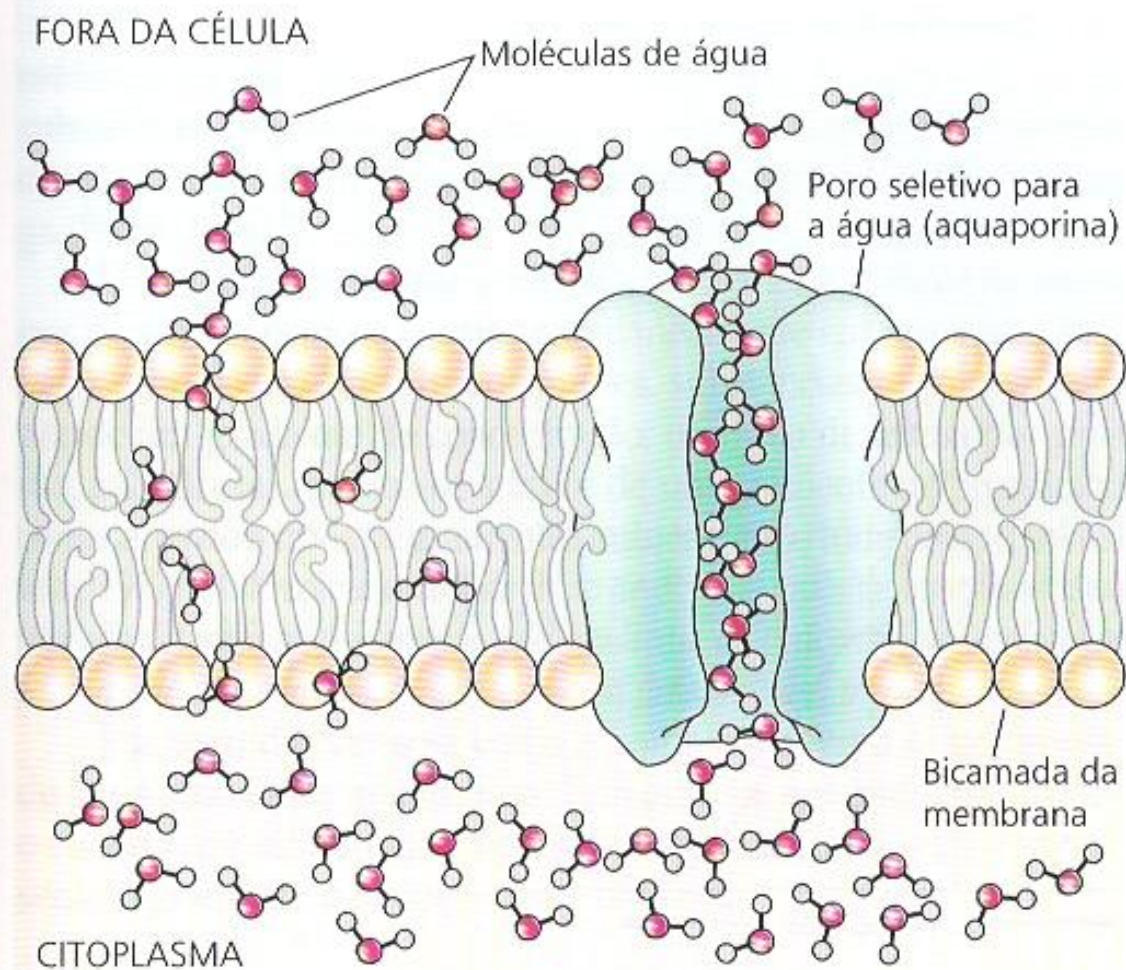


FIGURA 3.6 A água pode atravessar membranas vegetais por difusão de suas moléculas individuais por meio da bicamada lipídica da membrana, conforme mostrado à esquerda, ou por fluxo microscópico de massa de moléculas de água através de poros seletivos para a água, formados por proteínas integrais de membranas como as aquaporinas.

Capilaridade:

$$h = \frac{1,49 \cdot 10^{-5} (m^2)}{raio(m)}$$

raio do capilar (μm)	altura (cm)
1	149
100	1,49
1000	0,149
capilar típico (75 μm)	2

Difusão:

$$1^{\text{a}}. \text{ Lei de Fick} \Rightarrow J_s = - D_s \frac{\Delta C_s}{\Delta x}$$

Derivada a partir da 1ª. Lei de Fick:

$$T_{c_{1/2}} = \frac{(\text{distância})^2}{D} \cdot K$$

D = coef. de difusão

K = constante

Exemplo da difusão da sacarose em água:

Distância intracelular (50 μm ; $D= 10^{-9} \text{ m}^2\text{s}^{-1}$):

$$T_{c_{1/2}} = \frac{(50 \cdot 10^{-6} \text{ m})^2}{10^{-9} \text{ m}^2 \text{ s}^{-1}} = 2,5 \text{ s}$$

Para uma distância de 1 m (altura de uma planta):

$$T_{c_{1/2}} = \frac{(1 \text{ m})^2}{10^{-9} \text{ m}^2 \text{ s}^{-1}} = 10^9 \text{ s} \approx 32 \text{ anos}$$

Difusão para gases (vapor de água):

$$T_{c_{1/2}} = \frac{(10^{-3} \text{ m})^2}{2,4 \cdot 10^{-5} \text{ m}^2 \text{ s}^{-1}} = 0,042 \text{ s}$$

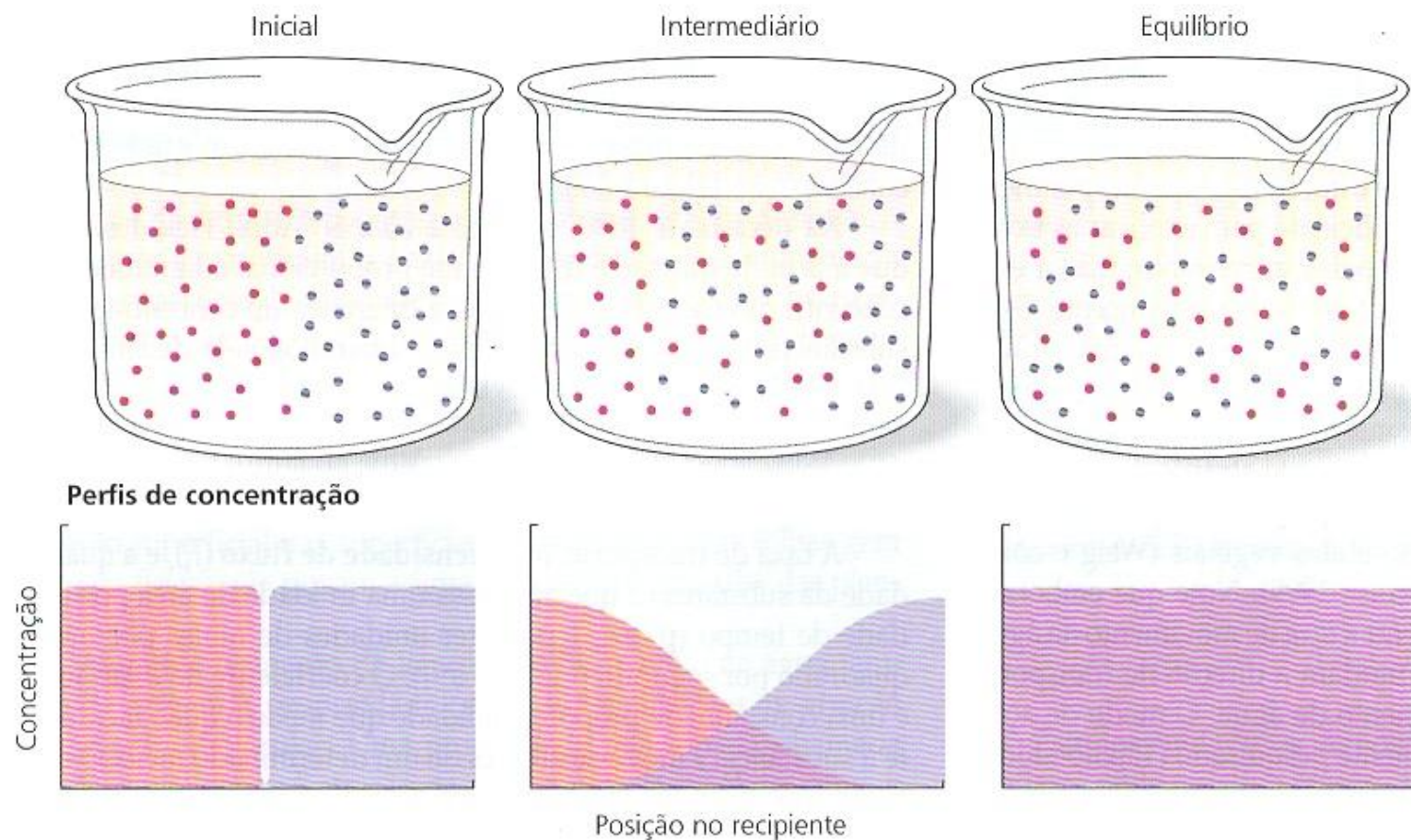


FIGURA 3.7 O movimento térmico de moléculas leva à difusão — a mistura gradual de moléculas e eventual dissipação de diferenças de concentração. Inicialmente, dois materiais contendo moléculas diferentes são postos em contato. Esses materiais podem ser sólidos, líquidos ou gasosos. A difusão em gases ocorre com maior rapidez, em líquido dá-se de forma mais lenta, mas é em sólidos que a lentidão é ainda maior. A separação inicial das moléculas é visualizada graficamente nos painéis superiores e os perfis de concentração correspondentes são mostrados nos inferiores, em função da posição. Com o tempo, a mistura e a aleatorização das moléculas diminui o movimento líquido. Na situação de equilíbrio, os dois tipos de moléculas estão aleatoriamente (uniformemente) distribuídos.

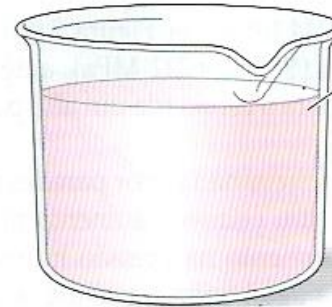
(A) Água pura



Água pura

$$\begin{aligned}\Psi_p &= 0 \text{ MPa} \\ \Psi_s &= 0 \text{ MPa} \\ \Psi_w &= \Psi_p + \Psi_s \\ &= 0 \text{ MPa}\end{aligned}$$

(B) Solução contendo sacarose 0,1 M



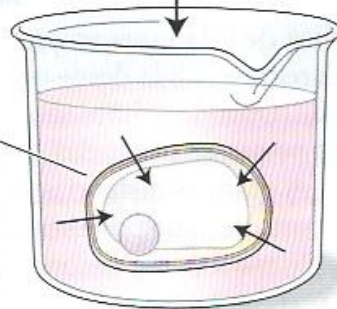
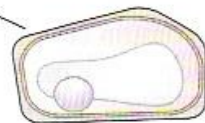
Solução 0,1 M de sacarose

$$\begin{aligned}\Psi_p &= 0 \text{ MPa} \\ \Psi_s &= -0.244 \text{ MPa} \\ \Psi_w &= \Psi_p + \Psi_s \\ &= 0 - 0.244 \text{ MPa} \\ &= -0.244 \text{ MPa}\end{aligned}$$

(C) Célula flácida mergulhada em solução de sacarose

Célula flácida

$$\begin{aligned}\Psi_p &= 0 \text{ MPa} \\ \Psi_s &= -0.732 \text{ MPa} \\ \Psi_w &= -0.732 \text{ MPa}\end{aligned}$$



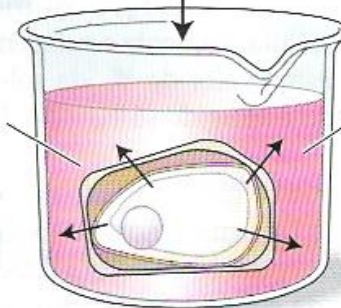
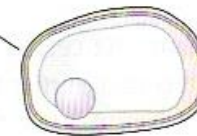
Célula após o equilíbrio

$$\begin{aligned}\Psi_w &= -0.244 \text{ MPa} \\ \Psi_s &= -0.732 \text{ MPa} \\ \Psi_p &= \Psi_w - \Psi_s = 0.488 \text{ MPa}\end{aligned}$$

(D) Solução de sacarose aumentada

Célula túrgida

$$\begin{aligned}\Psi_p &= 0.488 \text{ MPa} \\ \Psi_s &= -0.732 \text{ MPa} \\ \Psi_w &= -0.244 \text{ MPa}\end{aligned}$$



Solução 0,3 M de sacarose

Célula após o equilíbrio

$$\begin{aligned}\Psi_w &= -0.732 \text{ MPa} \\ \Psi_s &= -0.732 \text{ MPa} \\ \Psi_p &= \Psi_w - \Psi_s = 0 \text{ MPa}\end{aligned}$$

$$\begin{aligned}\Psi_p &= 0 \text{ MPa} \\ \Psi_s &= -0.732 \text{ MPa} \\ \Psi_w &= -0.732 \text{ MPa}\end{aligned}$$

(E) Pressão aplicada à célula

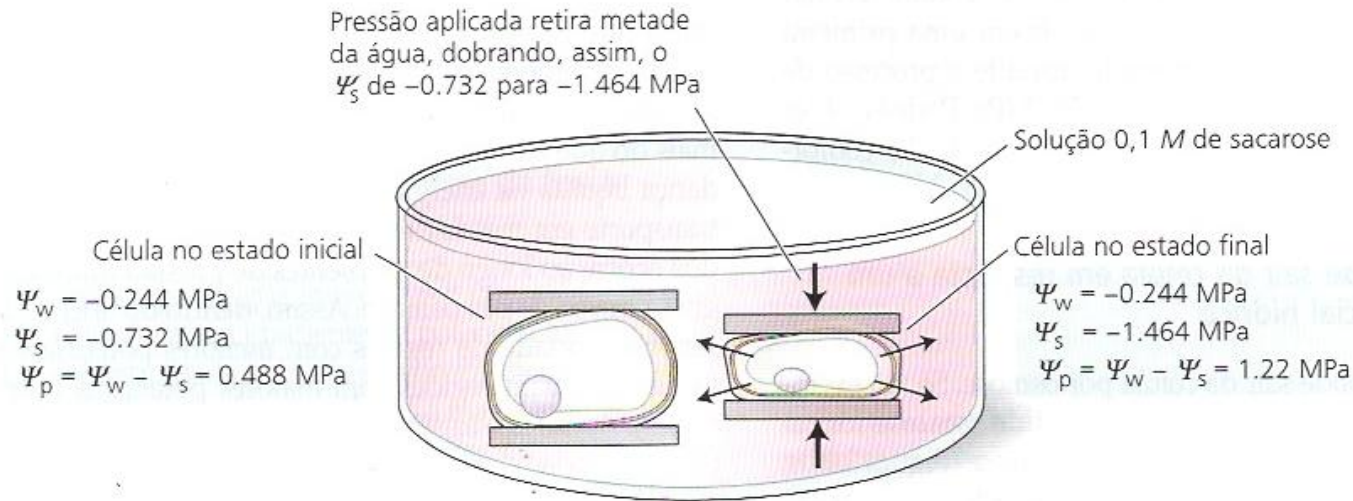


FIGURA 3.9 Cinco exemplos ilustram o conceito de potencial hídrico e seus componentes. (A) Água pura. (B) Solução contendo 0,1 M de sacarose. (C) Célula flácida (em ar) é mergulhada na solução 0,1 M de sacarose. Uma vez que o potencial hídrico inicial da célula é menor que o potencial hídrico da solução, a célula absorve água. Após o equilíbrio, o potencial hídrico da célula aumenta para igualar o potencial hídrico da solução. O resultado é uma célula com uma pressão de turgor positiva. (D) O aumento da concentração de sacarose na solução faz a célula perder água. O aumento da concentração de sacarose baixa o potencial hídrico da solução, retira água da célula e, portanto, reduz a pressão de turgor celular. No caso, o protoplasto é capaz de se afastar da parede celular (i. é, a célula plasmoliza), pois moléculas de sacarose são capazes de passar pelos poros relativamente grandes das paredes celulares. Por outro lado, quando uma célula seca ao ar (p. ex., a célula flácida no painel C), a plasmólise não ocorre, uma vez que a água retida por forças capilares na parede celular impede a infiltração do ar para dentro de qualquer espaço vazio entre a membrana plasmática e a parede celular. (E) Uma outra forma de fazer uma célula perder água é pressioná-la lentamente entre duas placas. Nesse caso, metade da água celular é removida, de forma que o potencial osmótico aumenta por um fator 2.

TABELA 3.1

Comparação de unidades de pressão

1 atmosfera	= 14,7 libras por polegada quadrada
	= 760 mm Hg (no nível do mar, 45° de latitude)
	= 1,013 bar
	= 0,1013 MPa
	= $1,013 \times 10^5$ Pa

Um pneu de carro é tipicamente inflado a cerca de 0,2 MPa.

A pressão da água em encanamentos caseiros é tipicamente 0,2-0,3 MPa.

A pressão de água a 15 pés (5 m) de profundidade é de cerca de 0,05 MPa.

$$1 \text{ atm} = 0,1 \text{ MPa}$$

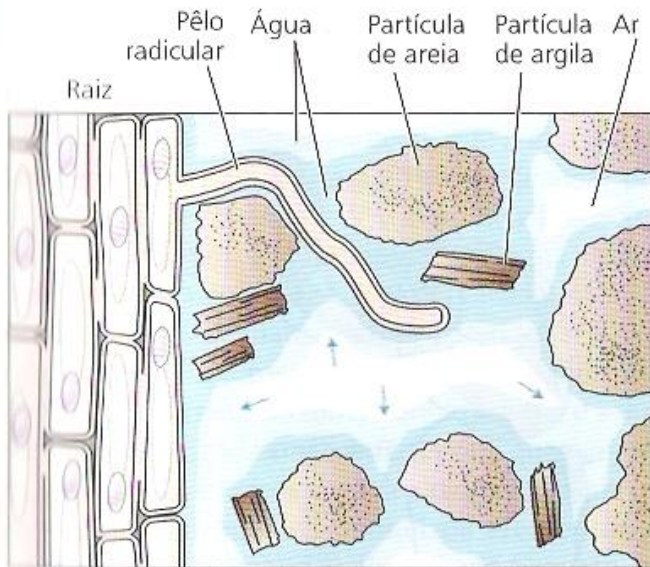


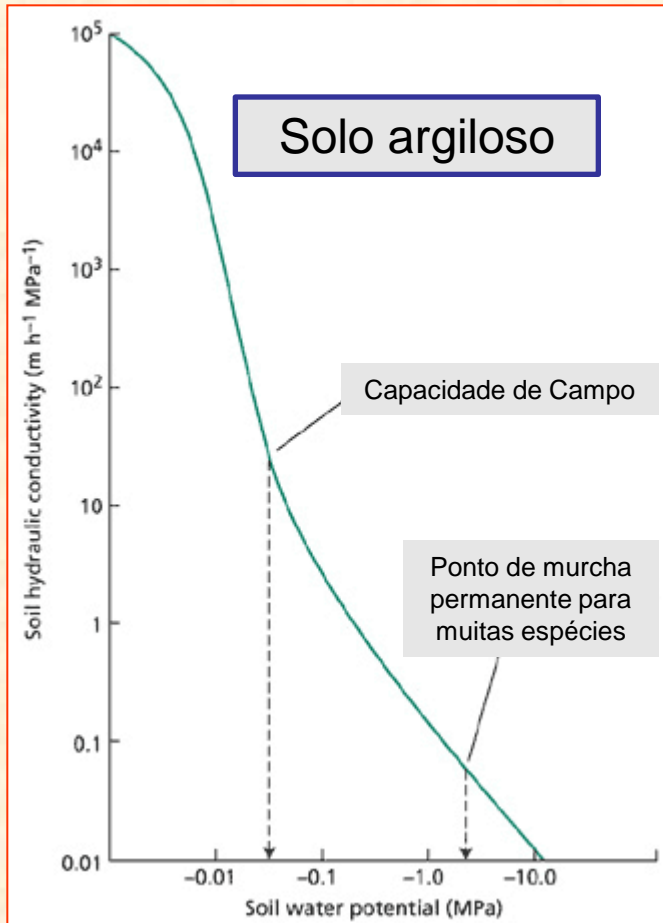
FIGURA 4.2 Pêlos radiculares fazem um contato íntimo com as partículas do solo e amplificam grandemente a área de superfície que pode ser utilizada para a absorção de água pela planta. O solo é uma mistura de partículas (areia, argila, limo e material orgânico), água, solutos dissolvidos e ar. A água é adsorvida à superfície das partículas do solo. À medida que a água é absorvida pela planta, a solução do solo retrocede para pequenos compartimentos, canais e fissuras entre as partículas do solo. Nas interfaces ar-água, esse recuo faz com que a superfície da solução do solo desenvolva um menisco côncavo (interfaces curvas entre ar e água, marcadas na figuras por flechas), desenvolvendo uma tensão (pressão negativa) na solução por meio da tensão superficial. À medida que mais água é removida do solo, meniscos mais agudos são formados, resultando em tensões maiores (pressões mais negativas).

Pressão hidrostática (Ψ_p):

$$\Psi_p = - 2 T / r$$

T = Tensão superficial

r = raio de curvatura ar/água



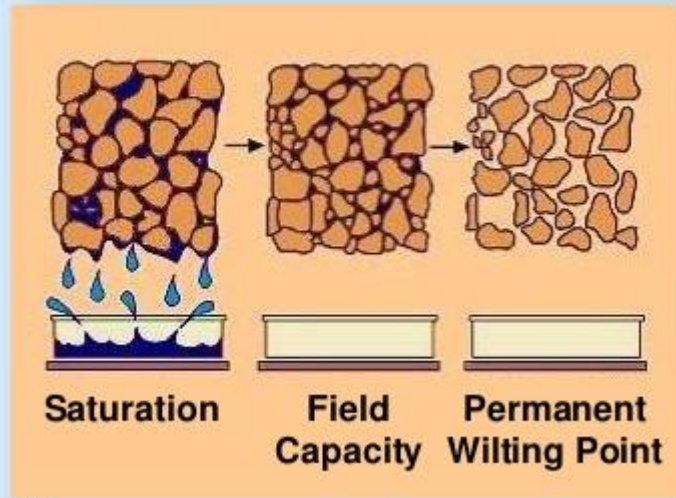
A **condutividade** mede a facilidade com que a água se move através do solo.

A diminuição da condutividade quando o solo seca é devida primariamente à circulação de ar no solo que substitui a água.

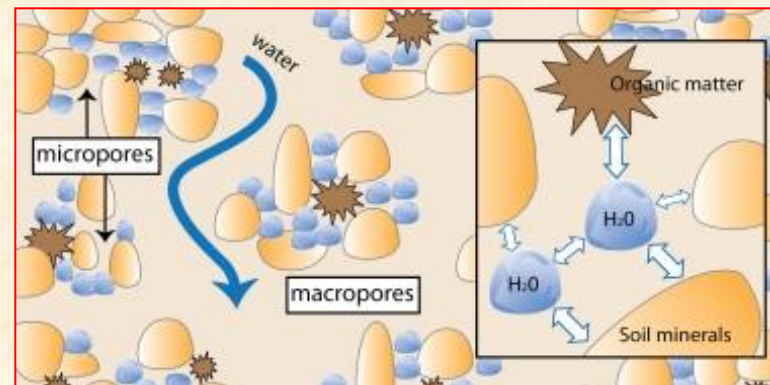
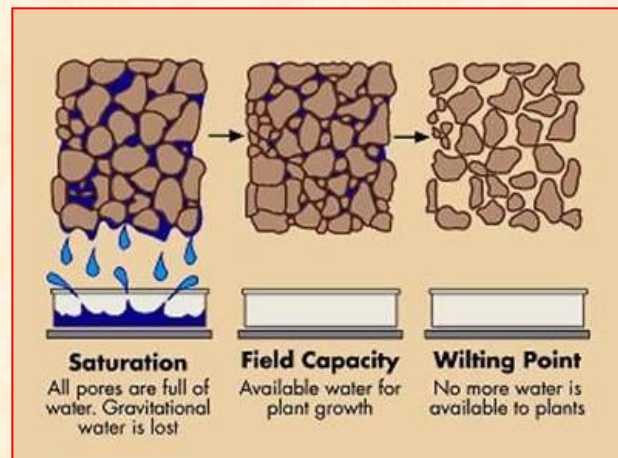
À medida que o ar move-se, os caminhos para o fluxo de água entre as partículas do solo tornam-se menores e mais tortuosos, e o fluxo se torna mais difícil.

A forma geral da curva para um solo argiloso (ao lado) é representativa de muitos solos, mas a forma de um determinado solo pode ser influenciada pelo tamanho das partículas e pelo teor de matéria orgânica.

Field capacity vs. wilting point



- Texture
- Rocks
- Organic matter
- Bulk density
- Structure
- Rooting depth







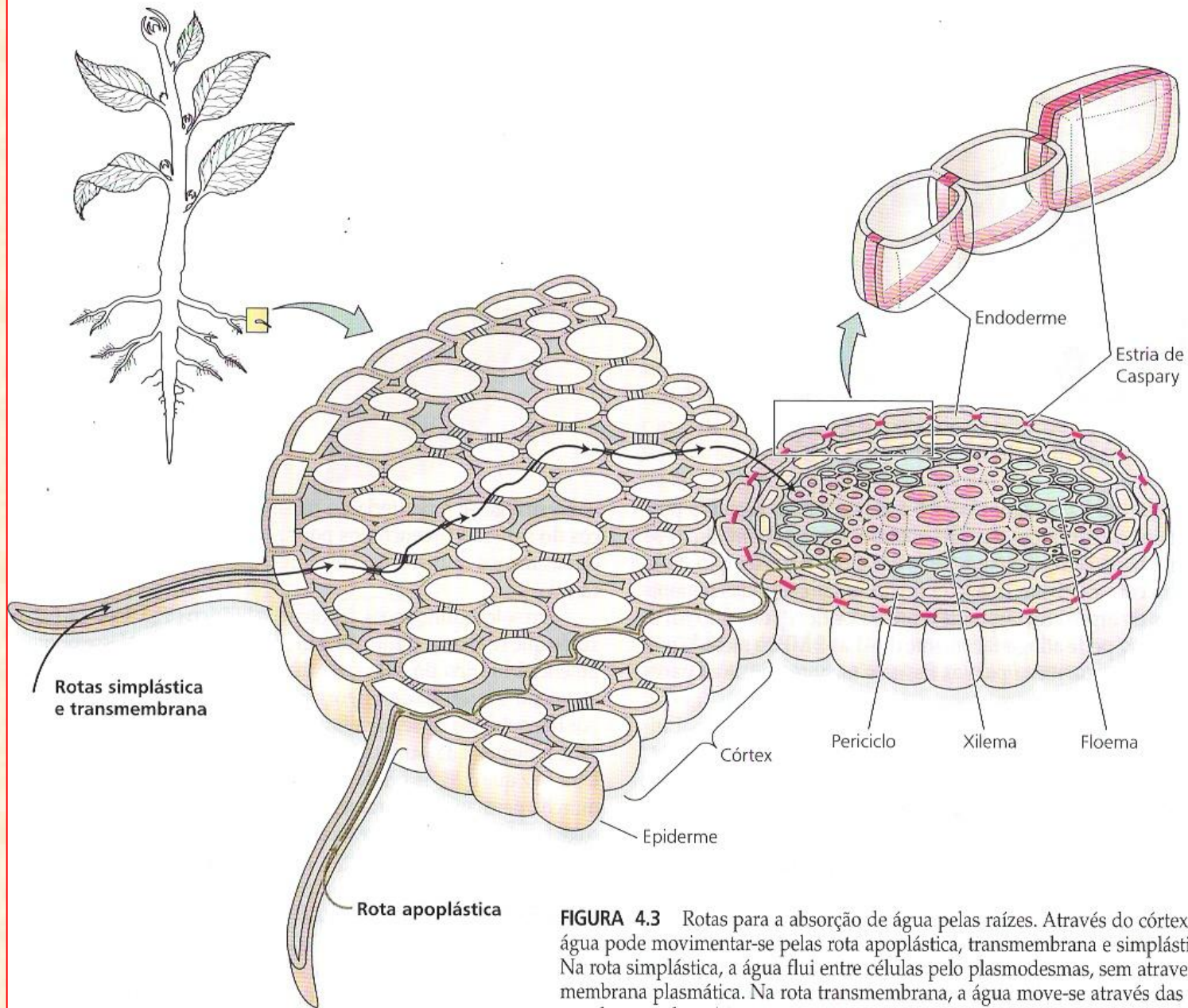
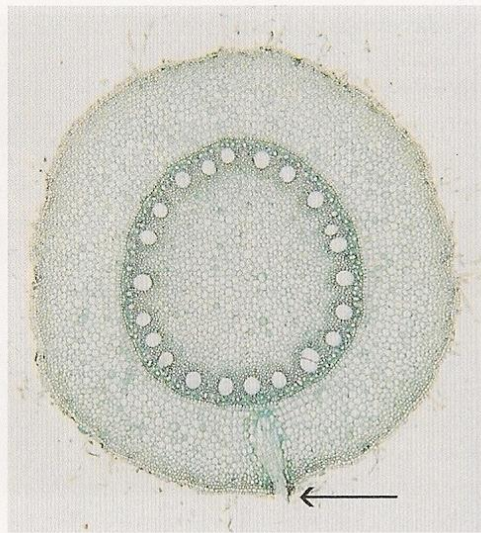
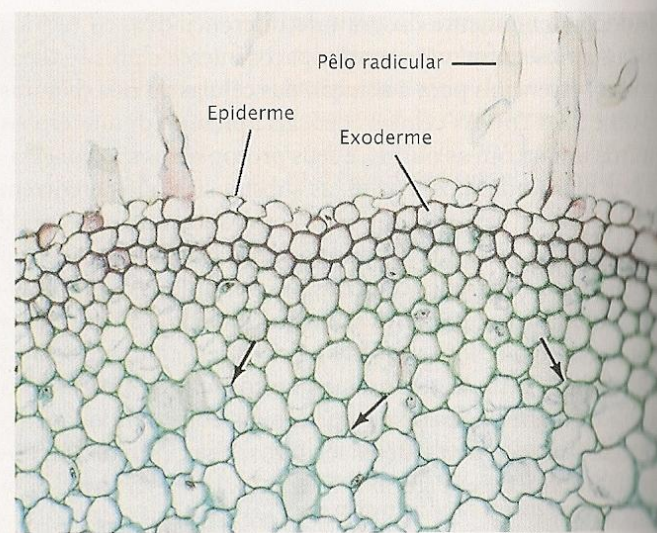


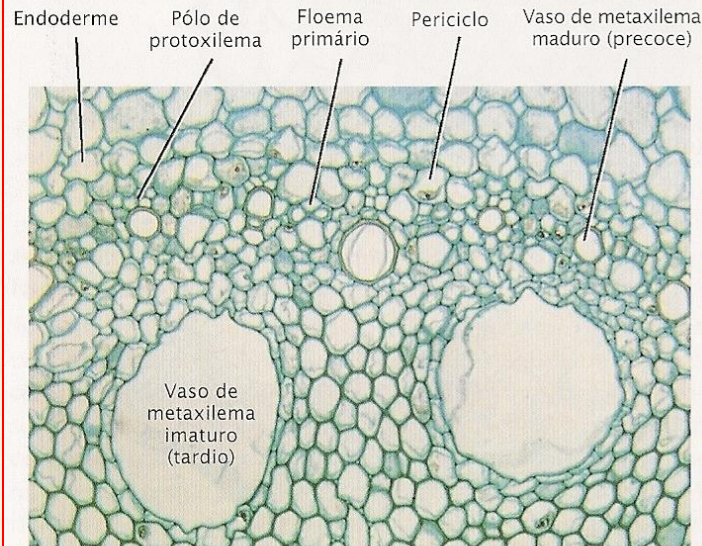
FIGURA 4.3 Rotas para a absorção de água pelas raízes. Através do córtex, a água pode movimentar-se pelas rota apoplástica, transmembrana e simplástica. Na rota simplástica, a água flui entre células pelo plasmodesmas, sem atravessar a membrana plasmática. Na rota transmembrana, a água move-se através das membranas plasmáticas, com uma curta permanência no espaço da parede celular. Na endoderme, a rota apoplástica é bloqueada pela estria de Caspary.



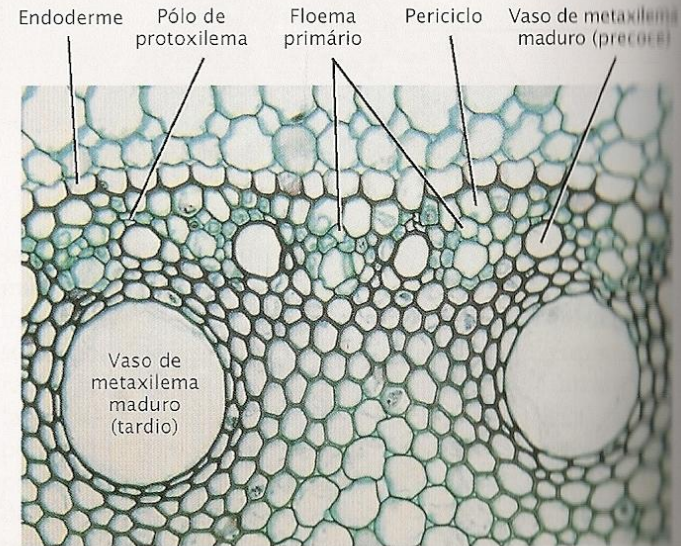
(a) 500 μm



(b) 100 μm



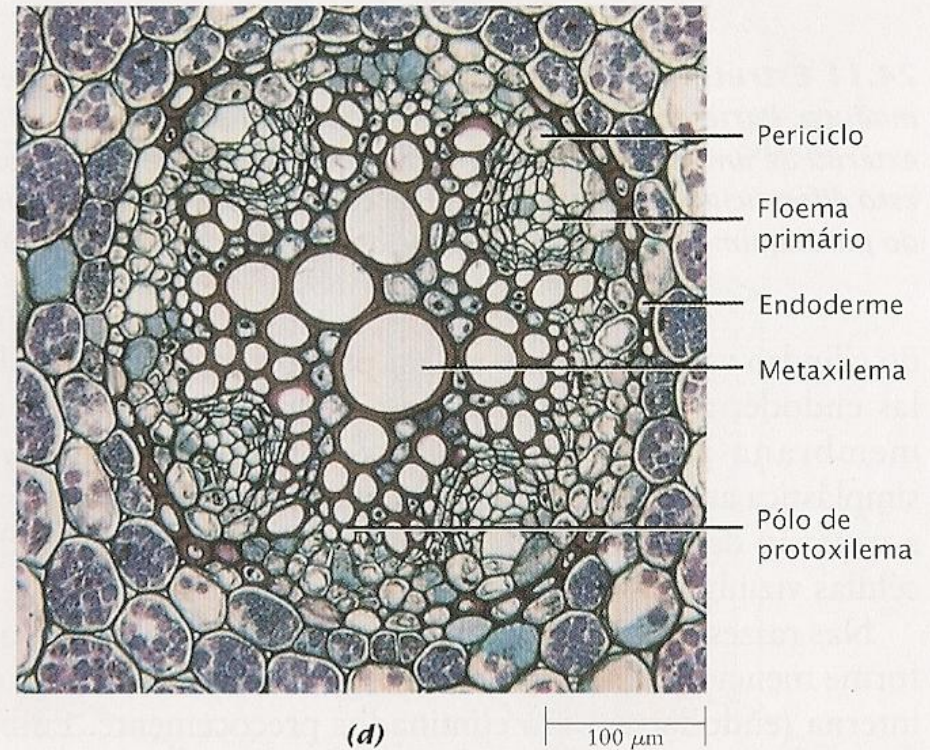
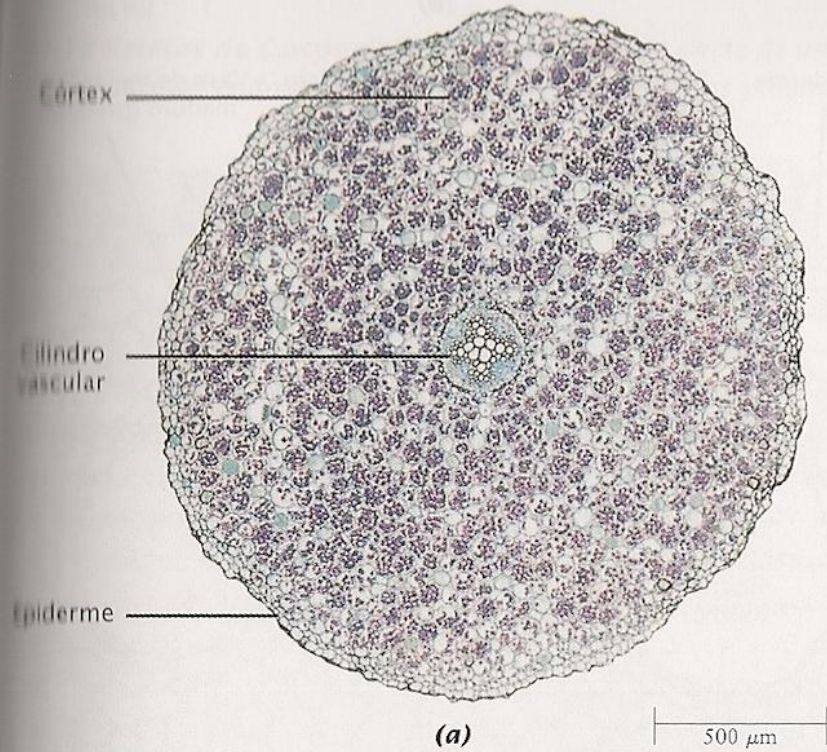
(c) 50 μm

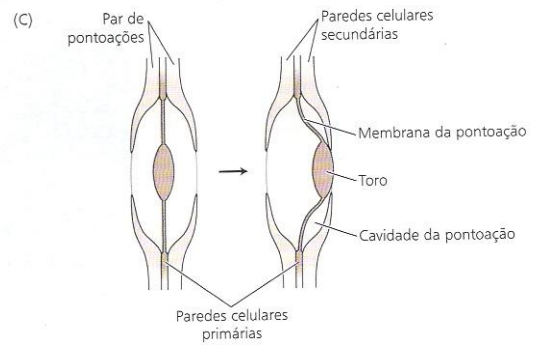
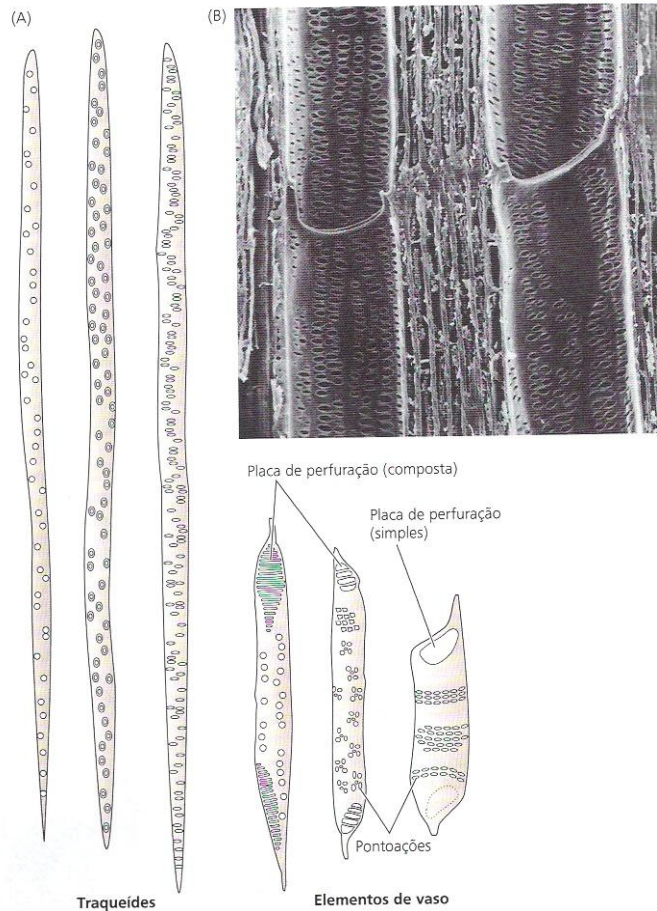


(d) 30 μm

24.11 Estrutura da raiz de uma monocotiledônea Seções transversais da raiz de milho (*Zea mays*). (a) Aspecto geral da raiz madura. Parte de uma raiz lateral é indicada pela seta. O cilindro vascular e a sua medula são bem visíveis. (b) Detalhe da região externa de uma raiz madura, mostrando a epiderme com pêlos radiculares e parte do córtex. A camada externa das células corticais está diferenciada em uma exoderme, com as células compactamente arranjadas. Note os espaços intercelulares (setas) entre as células do parênquima cortical. (c) Detalhe de um cilindro vascular imaturo. (d) Detalhe de um cilindro vascular maduro.

Raiz de Eudicotiledônea:





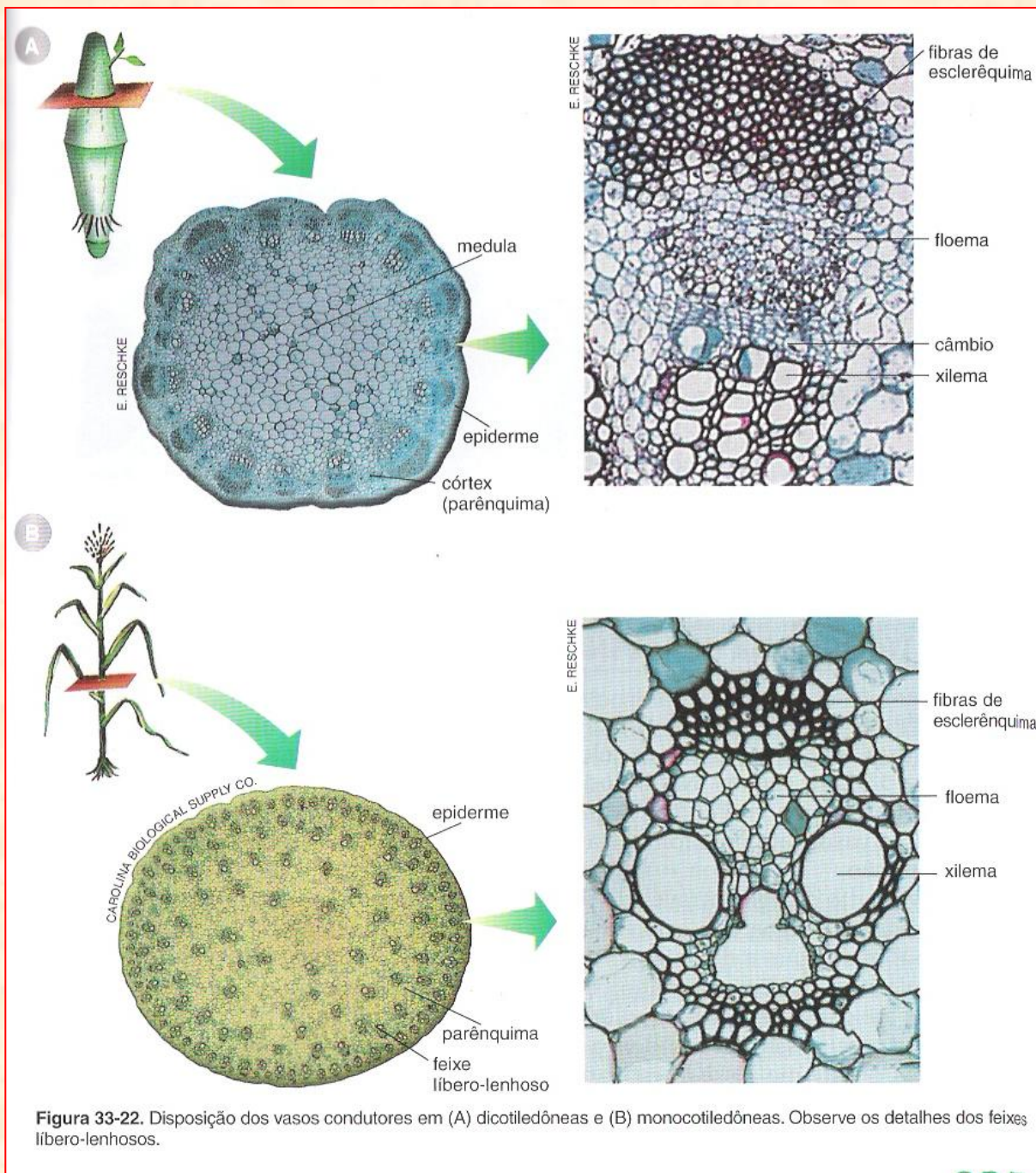
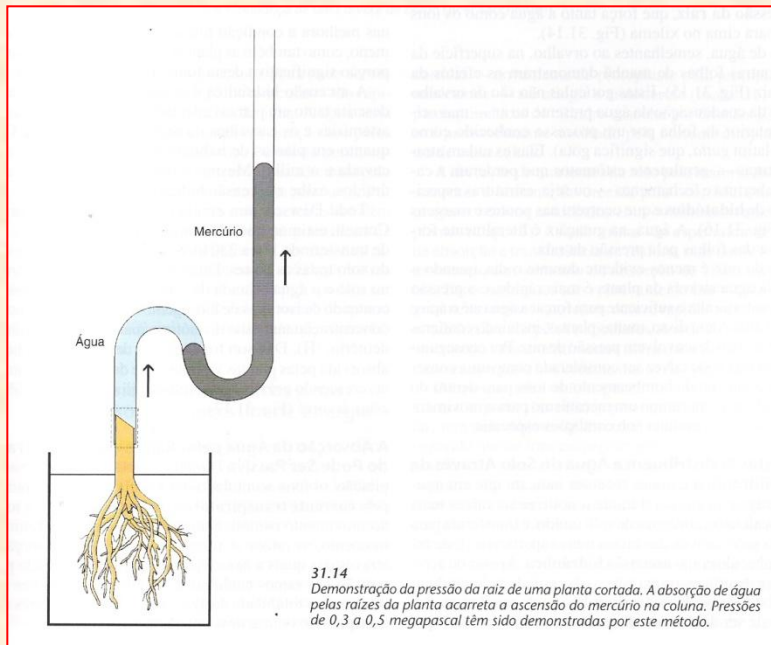


Figura 33-22. Disposição dos vasos condutores em (A) dicotiledôneas e (B) monocotiledôneas. Observe os detalhes dos feixes líbero-lenhosos.

Pressão radicular:



Origem:

1. Absorção ativa de ânions;
2. Absorção dependente de energia de cátions (balanço elétrico);
3. Absorção passiva (por osmose) de água (balanço hídrico).

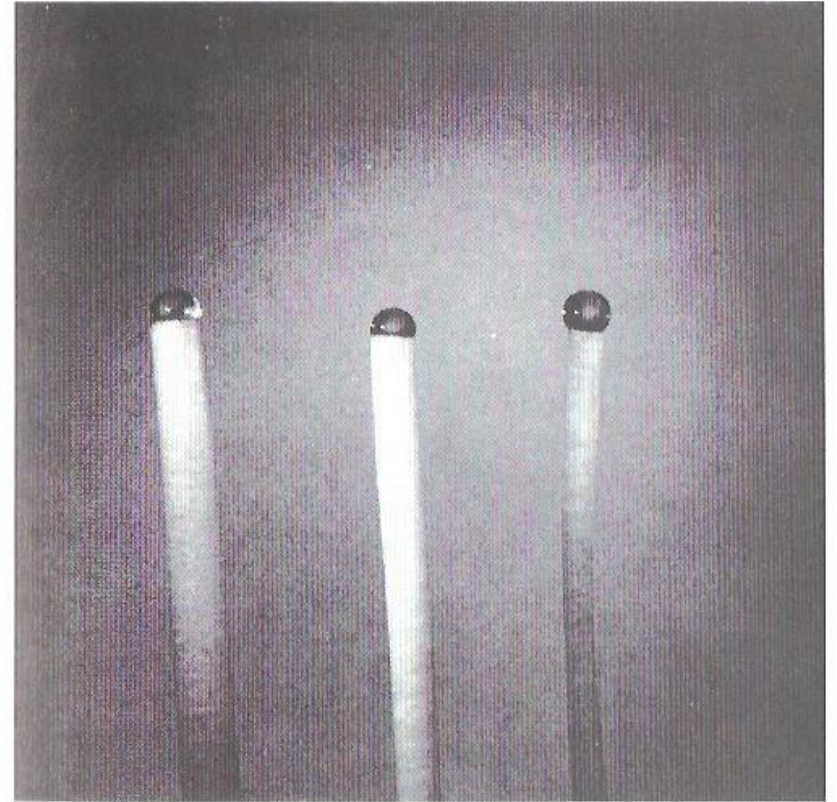
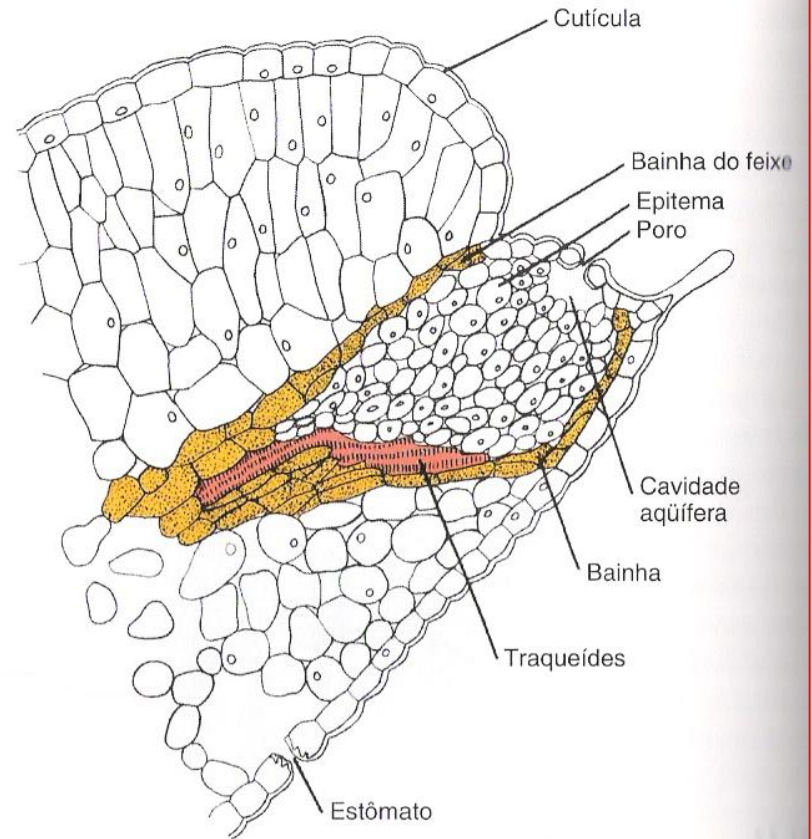


Figure 4.6 Exudation from cut stems of zucchini (left), soybean (center), and cucumber (right). The photograph was taken about 30 minutes after excision of the zucchini and soybean stems and about 15 minutes after excision of the cucumber stem. The exudation is a manifestation of the positive pressure (referred to as root pressure) in the xylem of such plants. (From Cosgrove 1987, © Springer-Verlag.)



31.15

Gotículas de gutação nas margens da folha de *Achemilla vulgaris* também demonstram a presença da pressão da raiz. Estas gotículas não são originadas da condensação do vapor d'água existente no ar circundante; ao contrário, elas são forçadas a sair através da abertura de estruturas nas pontas e nas margens das folhas chamadas de hidatódios (ver Fig. 31.16).



31.16

Vista longitudinal de um hidatódio da folha de *Saxifraga lingulata*. O hidatódio consiste em traqueídes de um feixe terminal, parênquima com células de paredes delgadas (o epitema) com numerosos espaços intercelulares e um poro epidérmico. As traqueídes estão em contato direto com o epitema, o qual preenche com água a cavidade atrás do poro. Os poros epidérmicos são comumente estômatos que perderam a capacidade de abertura e fechamento.

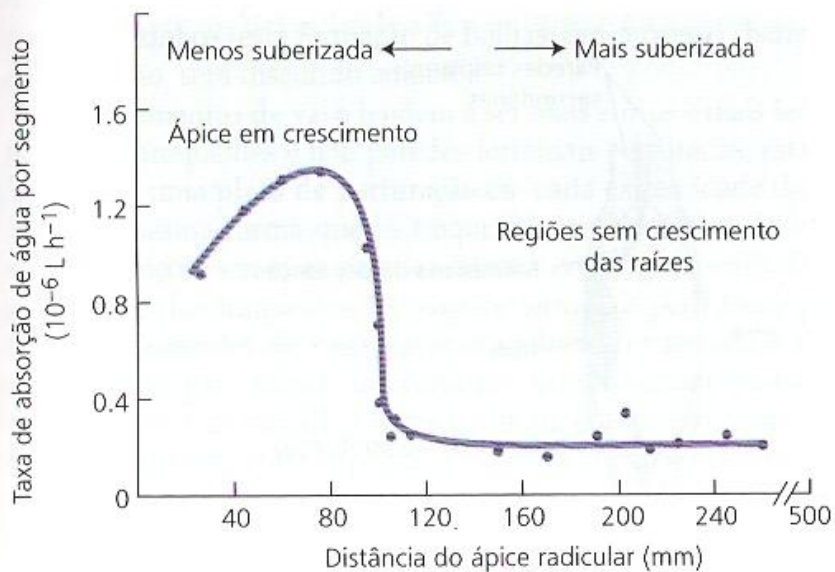


FIGURA 4.4 Taxa de absorção de água em várias posições ao longo de uma raiz de abóbora (Kramer e Boyer, 1995).

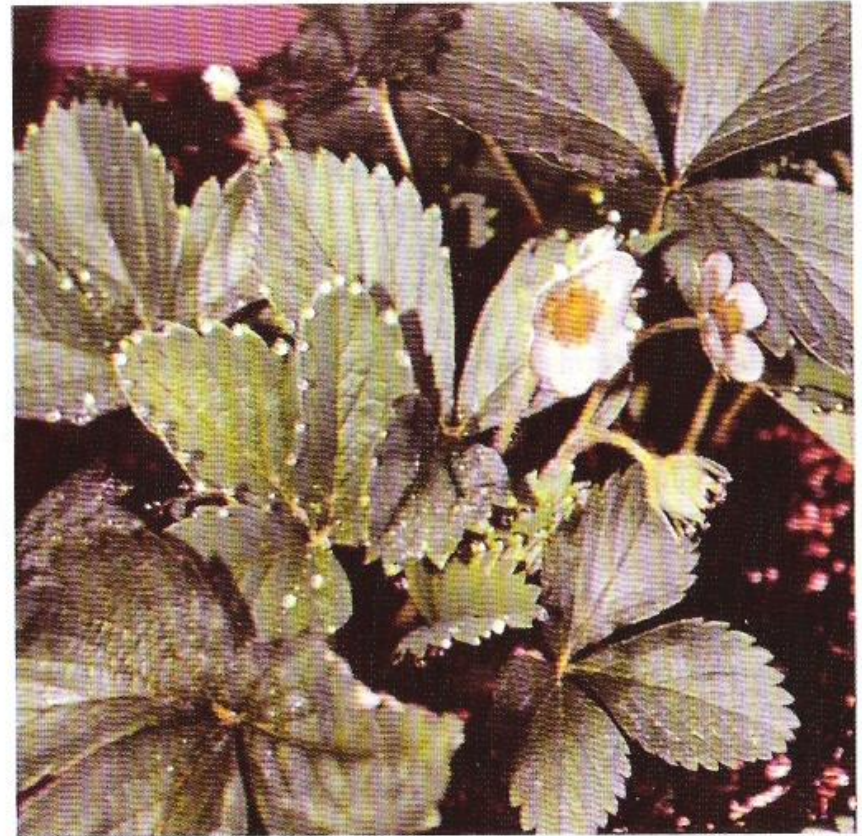


FIGURA 4.5 Gutação em folhas de morangueiro (*Fragaria grandiflora*). De manhã cedo, as folhas secretam gotículas de água pelos hidatódios, localizados nas margens das folhas. Flores jovens também podem exibir gutação (fotografia cedida por R. Aloni).

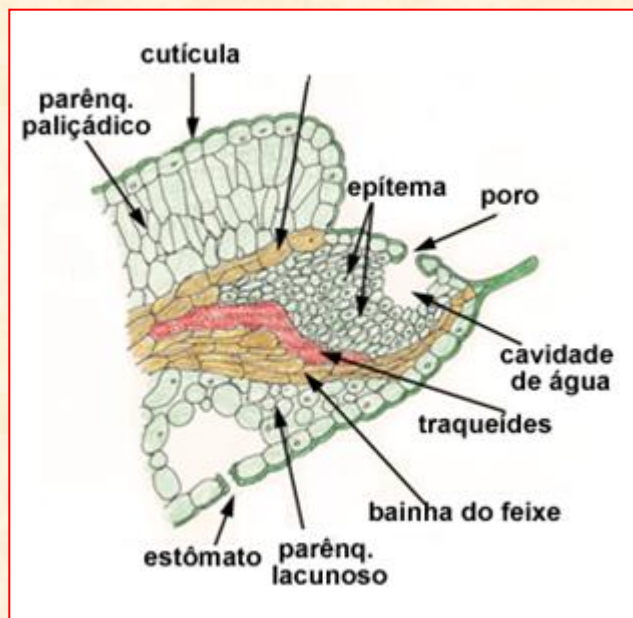


Tabela 3.4. Análise da composição (mg/litro) da gutação líquida de plântulas de centeio (*Secale cereale* cv. Rosen), trigo (*Triticum aestivum* cv. Genesee) e cevada (*Hordeum vulgare* cv. Traill)

Substâncias	Centeio	Trigo	Cevada
P	1,1	0,7	2,3
K	18,0	27,0	30,0
Na	0,05	0,8	1,1
Ca	1,5	3,0	4,8
Mg	1,5	1,5	2,4
Mn	0,02	0,02	0,05
Fe	0,4	0,15	0,07
Cu	0,04	0,03	0,03
B	0,04	0,05	0,08
Zn	0,02	0,05	0,05
Mo	0,001	0,02	0,003
Al	0,06	0,08	0,09
NO ₃ -	1,0	1,0	1,0
fosfato	2,0	0,9	1,0
NH ₄ ⁺	5,6	5,0	8,9
arabinose	2,5	5,6	4,1
frutose	10,3	4,4	1,8
galactose	10,3	7,6	4,0
glicose	18,7	2,6	38,7
ribose	1,0	traços	1,0
sacarose	3,8	4,9	0,0
xilose	1,8	2,0	0,2
ácido succínico	ca.10	ca.10	ca.10
ácido aspártico	2,2	0,5	3,6
aspargina	2,5	1,9	9,5
ácido glutâmico	0,7	0,0	0,0
glutamina	0,8	0,3	1,2
biotina	0,002	0,001	0,018
colina	0,30	0,06	1,9
inositol	9,0	0,25	4,5
ácido p-aminobenzóico	0,00006	0,00005	0,002
ácido pantotênico	0,040	0,085	0,08
piridoxina	0,01	0,0005	0,0001
riboflavina	0,00025	0,0002	0,0002
tiamina	0,00006	0,00005	0,0025
uracil	0,0	0,0	1,6
pH	5,0	5,5	6,7

Adaptado de Goatley & Lewis (1966)

FIGURA 16.1 Dois exemplos contrastantes de forma vegetal originada de processos de crescimento indeterminado. (A) A árvore candelabro (Chandelier Tree), uma famosa *Sequoia sempervirens* que se adaptou a muitos desafios durante sua existência aproximada de 2400 anos. (B) A forma compacta e o ciclo de vida rápido da espécie muito menor *Arabidopsis thaliana* tem feito dela um modelo útil para a compreensão dos mecanismos que dirigem o crescimento e o desenvolvimento vegetal. (A © David L. Moore/Alamy; B foto de David McIntyre).

(A)



(B)





Figure 5-1 The Dyerville Giant (*Sequoia sempervirens*) located in Humboldt Redwood State Park, California. The tree is so tall and surrounded by so many other trees that two photographs had to be combined to show it. (Photographs by Frank B. Salisbury.)





Fluxo em massa:

$$\text{Lei de Poiseulli} \Rightarrow \text{TFV} = \frac{\pi r^4}{8\eta} \cdot \frac{\Delta P}{\Delta x} \text{ (m}^3 \text{ s}^{-1}\text{)}$$

Dividindo-se a equação **TFV** por πr^2 (área da seção transversal do tubo),
temos a *velocidade de fluxo* (**Jv**):

$$\mathbf{Jv} = \frac{r^2}{8\eta} \cdot \frac{\Delta P}{\Delta x} \text{ (ms}^{-1}\text{)}$$

Gradiente de pressão (ΔP) mínimo para ascensão da coluna de água no xilema:

Dividindo-se a TFV por πr^2 (área da seção transversal do tubo),
obtem-se a velocidade de fluxo (J_v):

$$[TFV = \frac{\pi \cdot r^4}{8\eta} \cdot \frac{\Delta P}{\Delta x}] \div [\pi r^2] \Rightarrow J_v = \frac{r^2}{8\eta} \cdot \frac{\Delta P}{\Delta x}$$

Para um arbusto de 1 m, temos:

$$J_v = 4 \cdot 10^{-3} \text{ m s}^{-1}$$

$$\eta = 10^{-3} \text{ Pa s}$$

$$r = 40 \text{ } \mu\text{m}$$

$$J_v = \frac{r^2}{8\eta} \cdot \frac{\Delta P}{\Delta x} \Rightarrow 4 \cdot 10^{-3} \text{ m s}^{-1} = \frac{(40 \cdot 10^{-6} \text{ m})^2}{8 \cdot 10^{-3} \text{ Pa.s}} \cdot \frac{\Delta P}{\Delta x} \Rightarrow$$

$$\frac{\Delta P}{\Delta x} = \frac{0,000032 \cdot \text{ms}^{-1} \text{ Pa.s}}{1,6 \cdot 10^{-9} \text{ m}^2} \Rightarrow \frac{\Delta P}{\Delta x} = 20.000 \text{ Pa m}^{-1} \Rightarrow \frac{\Delta P}{\Delta x} = \mathbf{0,02 \text{ MPa/m}}$$

Para uma árvore de 100 m:

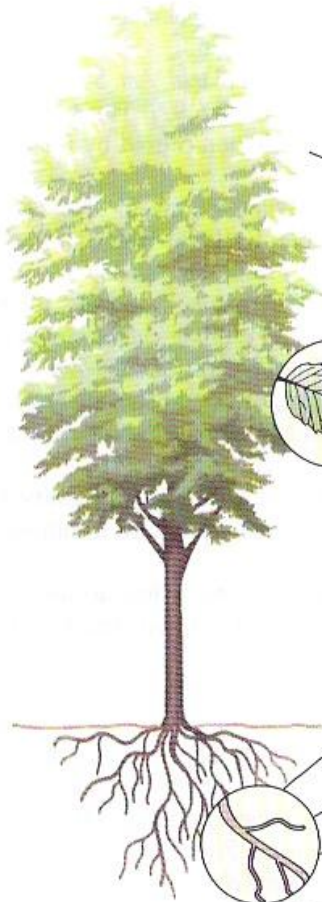
$$0,02 \text{ MPa} \times 100 \text{ m} = 2 \text{ MPa}$$

$$0,01 \text{ MPa} \times 100 \text{ m} = 1 \text{ MPa} *$$

$$\text{Total} = 3 \text{ MPa}$$

*Peso da coluna de água (pressão hidrostática)
equivalente a $0,01 \text{ MPa m}^{-1}$ (adicionado para
árvores acima de 10 m de altura)

20 m



Localização	Potencial hídrico e seus componentes (em MPa)				Potencial hídrico na fase gasosa $\left(\frac{RT}{V_w} \ln [RH]\right)$
	Potencial hídrico (Ψ_w)	Pressão (Ψ_p)	Potencial osmótico (Ψ_s)	Gravidade (Ψ_g)	
Ar externo (umidade relativa = 50%)	-95,2				-95,2
Espaços intercelulares da folha	-0,8				-0,8
Parede celular do mesofilo (a 10 m)	-0,8	-0,7	-0,2	0,1	
Vacúolo do mesofilo (a 10 m)	-0,8	0,2	-1,1	0,1	
Xilema foliar (a 10 m)	-0,8	-0,8	-0,1	0,1	
Xilema radicular (perto da superfície)	-0,6	-0,5	-0,1	0,0	
Vacúolo de célula radicular (perto da superfície)	-0,6	0,5	-1,1	0,0	
Solo adjacente à raiz	-0,5	-0,4	-0,1	0,0	
Solo a 10 mm da raiz	-0,3	-0,2	-0,1	0,0	

FIGURA 4.16 Visão geral representativa do potencial hídrico e seus componentes em vários pontos ao longo da rota de transporte do solo, por meio da planta para a atmosfera. O potencial hídrico (Ψ_w) pode ser medido ao longo deste *continuum*, mas os componentes variam. Na parte líquida do transporte, pressão (Ψ_p), potencial osmótico (Ψ_s) e gravidade (Ψ_g) determinam Ψ_w . No ar, somente a umidade relativa ($\frac{RT}{V_w} \times \ln[RH]$) é importante. Observe que, embora o potencial hídrico seja o mesmo no vacúolo de células do mesofilo e na parede celular circundante, os componentes do Ψ_w podem variar bastante (por exemplo, nesse caso Ψ_p é 0,2 MPa no interior da célula do mesofilo e -0,7 MPa fora) (Nobel, 1999).



Viscosímetro Rotativo Analógico - Q860A

Viscosímetro rotativo analógico, amplamente utilizado para medir viscosidade de graxas, tintas, rações, medicamentos, óleos, cosméticos, plásticos, alimentos, argilas, matérias primas, colas, etc. Nessas medições a termostatização das amostras é essencial.

Faixa de medição de 1 mPa.s a 100.000 mPa.s no modelo Q860A21 e de 10 mPa.s a 2.000.000 mPa.s no modelo Q860A24;

• Velocidade ajustável em 6; 12; 30; 60 rpm no modelo Q860A21 e em 0,3; 0,6; 1,5; 3; 6; 12; 30; 60 rpm no modelo Q860A24;

Teoria de Dixon e Joley (1895)

(Teoria tenso-coeso-transpiratória, teoria da tensão-coesão)

Modernamente essa *teoria propõe*:

- a água encontra-se no estado líquido dos capilares das raízes até os terminais do xilema no mesófilo;*
- as perfurações no xilema permitem evaporação da água (formação de bolhas de vapor de água) mas impedem a penetração de ar externo (devido à hidratação dos vasos do xilema);*
- as colunas persistem no xilema por coesão (atração entre moléculas de água) e por adesão (atração pelas paredes do tubo);*
- a energia para o processo é a transpiração da água nas folhas (gradiente absoluto de concentração de vapor d'água), não havendo gasto energético para que o processo ocorra (processo passivo).*

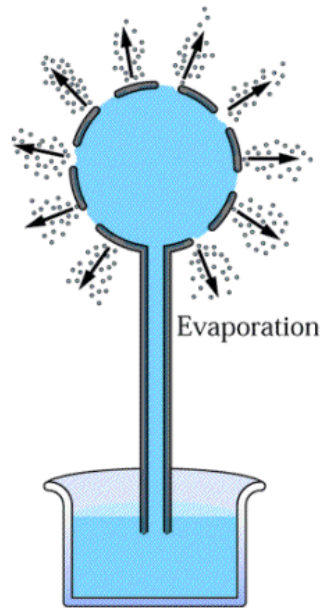
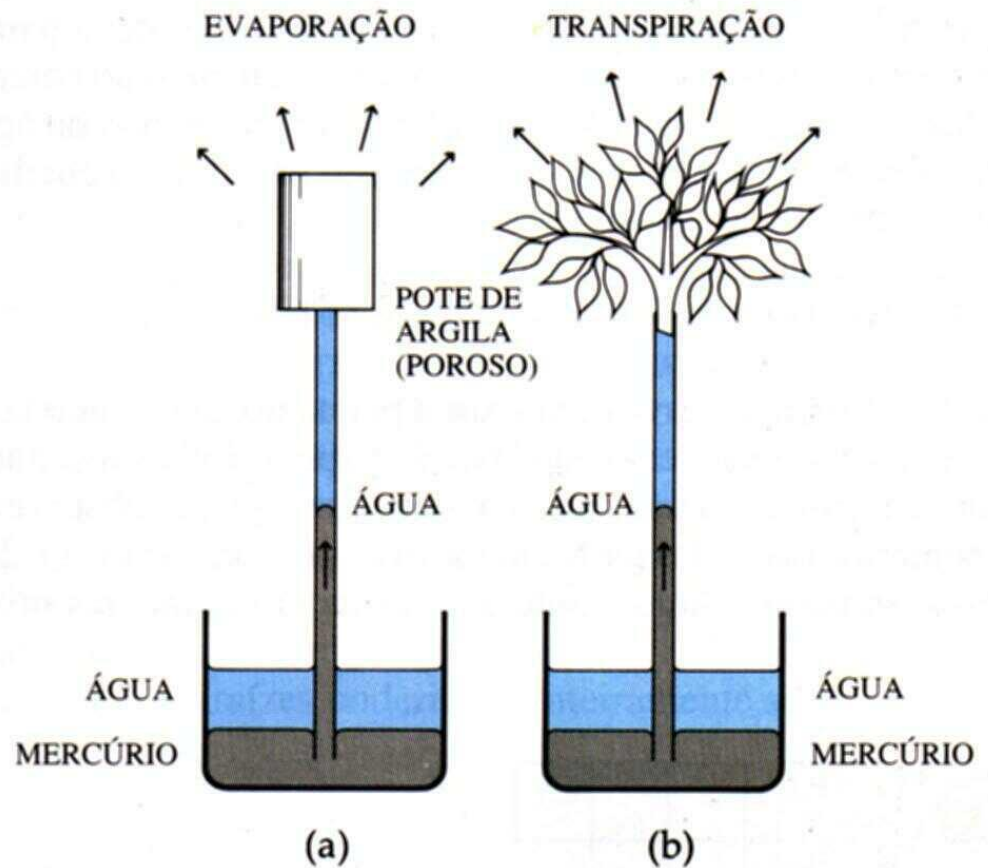


Figure 15.15
A working model of the cohesion-tension mechanism of water movement in the xylem, represented as a porous ceramic cup atop a capillary tube.



28.7

(a) Um sistema físico simples que demonstra a teoria da tensão e coesão. Um pote de argila é preenchido com água e fixado na extremidade de um tubo de vidro longo e fino, também preenchido com água. Este tubo é colocado com sua extremidade inferior dentro de um volume de mercúrio contido em um béquer. À medida que a água evapora pelos poros do pote, ela é repostada pela água "puxada" através do tubo numa coluna contínua. Quando a água sobe, o mercúrio ascende pelo tubo para substituí-la. (b) A transpiração das folhas resulta em perda de água suficiente, de modo a criar uma pressão negativa similar.

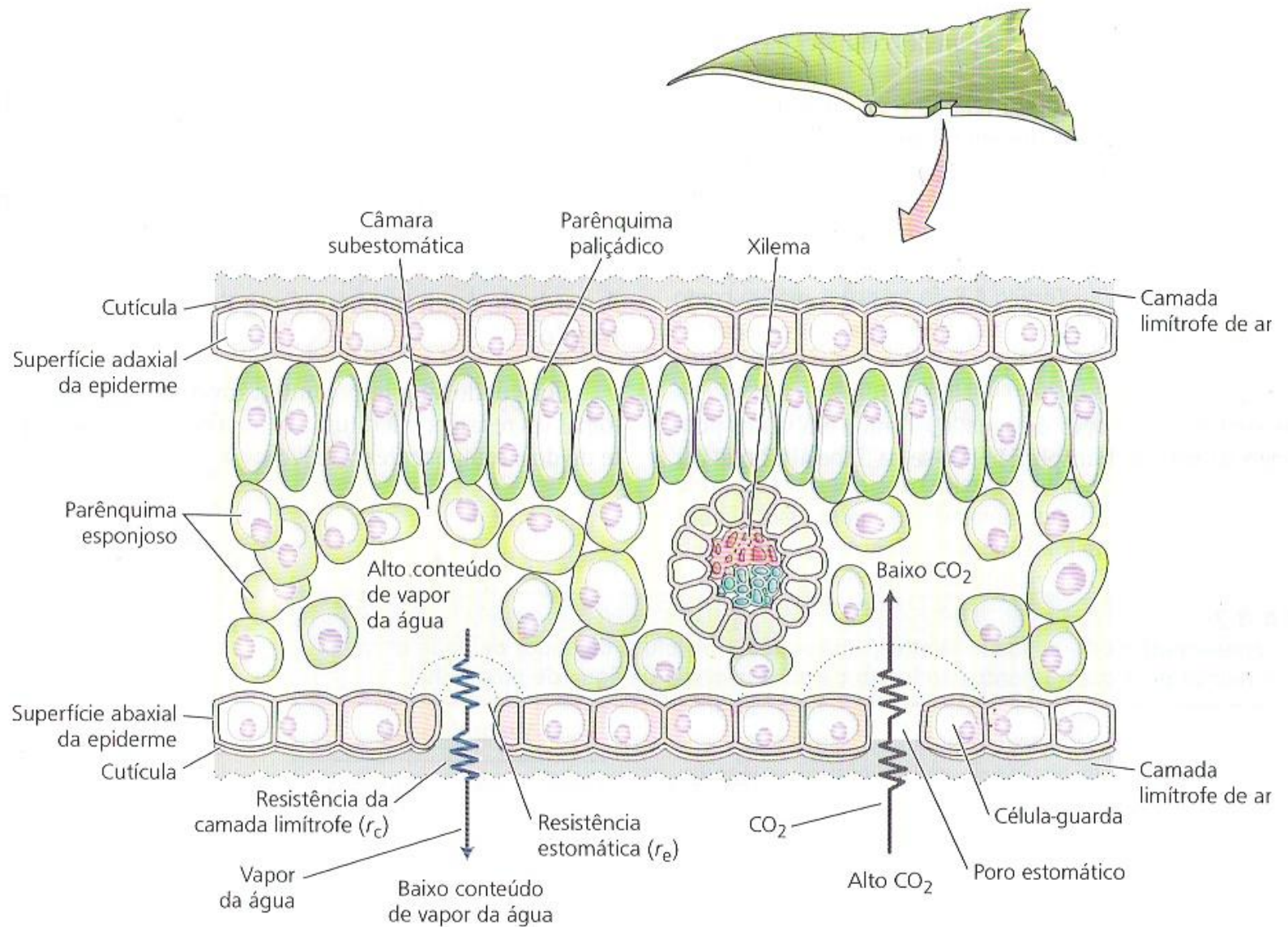
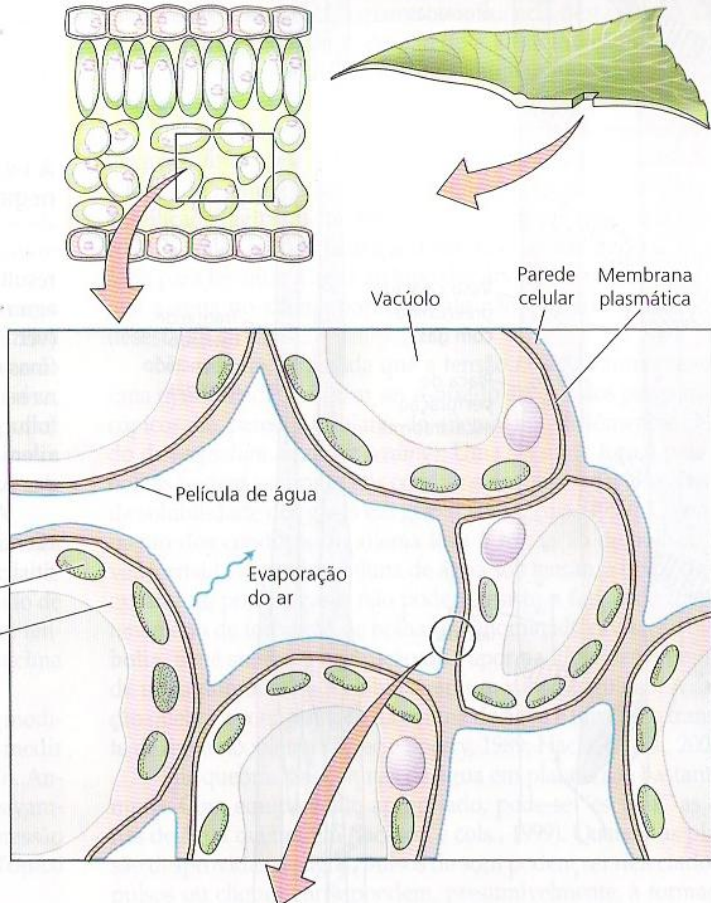


FIGURA 4.10 Trajetória da água pela folha. A água é puxada do xilema para as paredes celulares do mesófilo, de onde evapora para os espaços intercelulares dentro da folha. O vapor da água difunde-se, então, pelos espaços intercelulares da folha, através do poro estomático e da camada limite de ar parada situada junto à superfície foliar. O CO₂ difunde-se na direção oposta, ao longo de seu gradiente de concentração (baixa no interior, mais alta no exterior).

ANDREW SYRED/SPL/STOCK PHOTOS

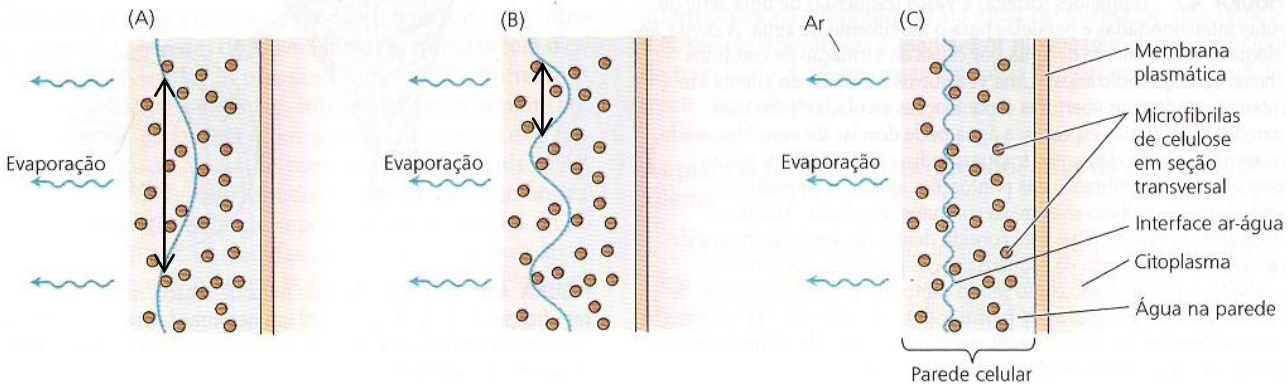


FIGURA 4.9 Tensões ou pressões negativas originam-se nas folhas. À medida que a água evapora da película superficial que cobre as paredes celulares do mesofilo, a água retrai-se cada vez mais para dentro dos interstícios da parede celular e a tensão superficial provoca uma pressão negativa na fase líquida. À medida que o raio da curvatura decresce, a pressão também decresce (torna-se mais negativa), conforme calculado pela Equação 4.1.



Pressão Hidrostática
 $\Psi_p = - 2T/r$

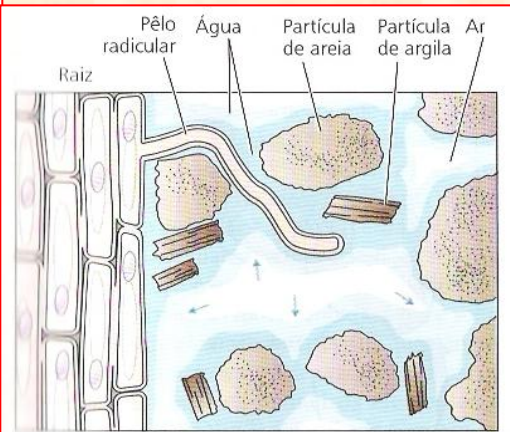
	Raio de curvatura (µm)	Pressão hidrostática (MPa)
(A)	0.5	-0.3
(B)	0.05	-3
(C)	0.01	-15



Quanto mais agudo é a angulação da água, maior é a pressão hidrostática

Força de Sucção da Copa

No solo



Pressão Hidrostática: $\Psi_p = - \frac{2 T}{\text{raio}}$ onde:

T = Tensão superficial da água ($7,28 \times 10^{-8}$ MPa . m)

$$\Psi_p = - \frac{2 \times (7,28 \times 10^{-8})}{\text{raio}} = \Psi_p = - \frac{1,456 \times 10^{-7}}{\text{raio}} \text{ MPa} . \text{ m}$$

Se raio de curvatura de **0,5 μm** :

$$\Psi_p = - \frac{1,456 \times 10^{-7} \text{ MPa} . \text{ m}}{0,5 \times 10^{-6} \text{ m}} \Rightarrow \Psi_p = - 0,291 \text{ MPa} \Rightarrow \Psi_p = - 0,3 \text{ MPa}$$

Se raio de curvatura de **0,05 μm** :

$$\Psi_p = - \frac{1,456 \times 10^{-7} \text{ MPa} . \text{ m}}{0,05 \times 10^{-6} \text{ m}} \Rightarrow \Psi_p = - 2,91 \text{ MPa} \Rightarrow \Psi_p = - 3,0 \text{ MPa}$$

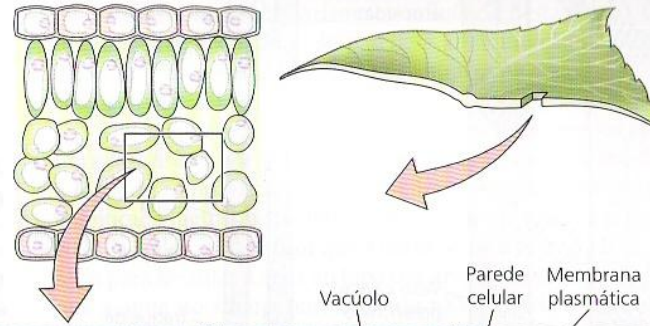
Se raio de curvatura de **0,01 μm** :

$$\Psi_p = - \frac{1,456 \times 10^{-7} \text{ MPa} . \text{ m}}{0,01 \times 10^{-6} \text{ m}} \Rightarrow \Psi_p = - 14,56 \text{ MPa} \Rightarrow \Psi_p = - 15,0 \text{ MPa}$$

Quanto mais agudo é a angulação da água, maior é a pressão hidrostática

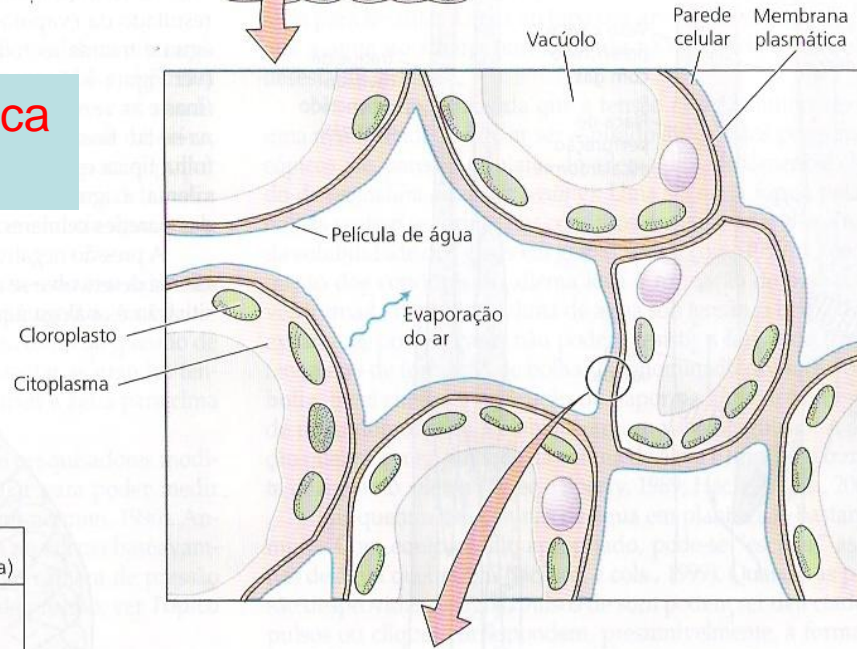
Força de Sucção da Copa

FIGURA 4.9 Tensões ou pressões negativas originam-se nas folhas. À medida que a água evapora da película superficial que cobre as paredes celulares do mesófilo, a água retrai-se cada vez mais para dentro dos interstícios da parede celular e a tensão superficial provoca uma pressão negativa na fase líquida. À medida que o raio da curvatura decresce, a pressão também decresce (torna-se mais negativa), conforme calculado pela Equação 4.1.

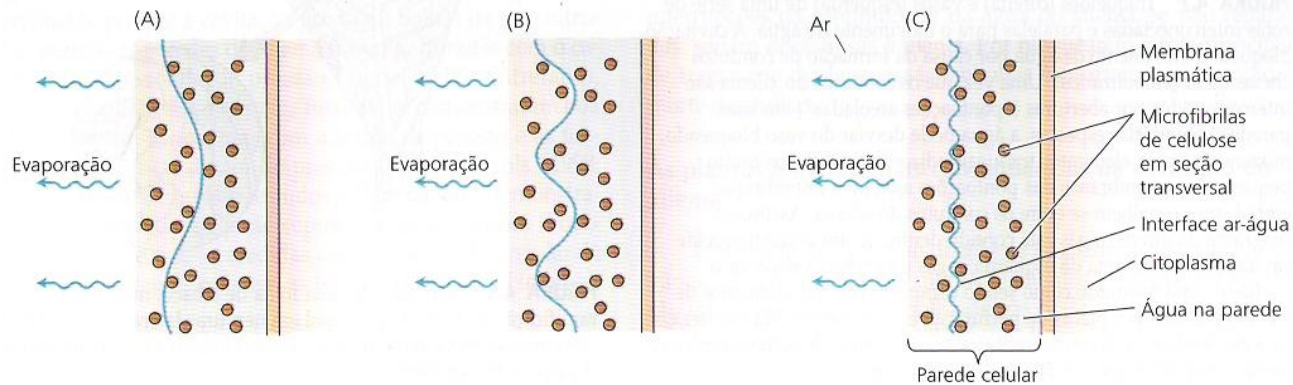


Pressão Hidrostática

$$\Psi_p = - 2T/r$$



	Raio de curvatura (μm)	Pressão hidrostática (MPa)
(A)	0.5	-0.3
(B)	0.05	-3
(C)	0.01	-15



Ponto de Murcha Permanente

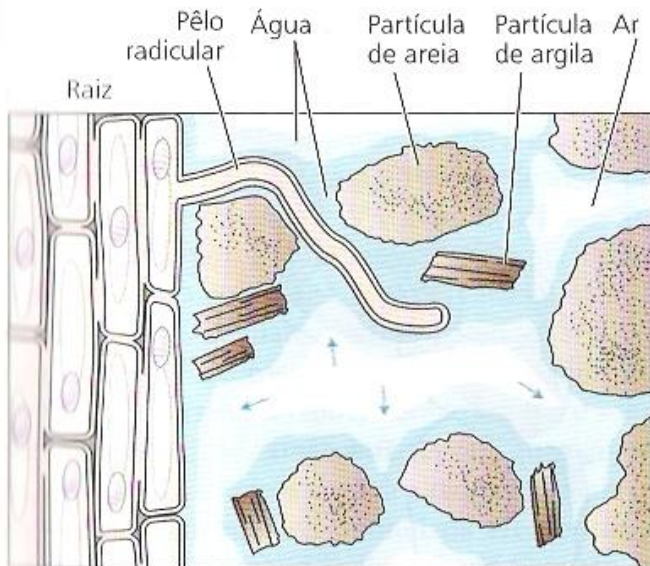


FIGURA 4.2 Pêlos radiculares fazem um contato íntimo com as partículas do solo e amplificam grandemente a área de superfície que pode ser utilizada para a absorção de água pela planta. O solo é uma mistura de partículas (areia, argila, limo e material orgânico), água, solutos dissolvidos e ar. A água é adsorvida à superfície das partículas do solo. À medida que a água é absorvida pela planta, a solução do solo retrocede para pequenos compartimentos, canais e fissuras entre as partículas do solo. Nas interfaces ar-água, esse recuo faz com que a superfície da solução do solo desenvolva um menisco côncavo (interfaces curvas entre ar e água, marcadas na figuras por flechas), desenvolvendo uma tensão (pressão negativa) na solução por meio da tensão superficial. À medida que mais água é removida do solo, meniscos mais agudos são formados, resultando em tensões maiores (pressões mais negativas).

Pressão hidrostática (Ψ_p):

$$\Psi_p = - 2 T / r$$

T = Tensão superficial

r = raio de curvatura ar/água

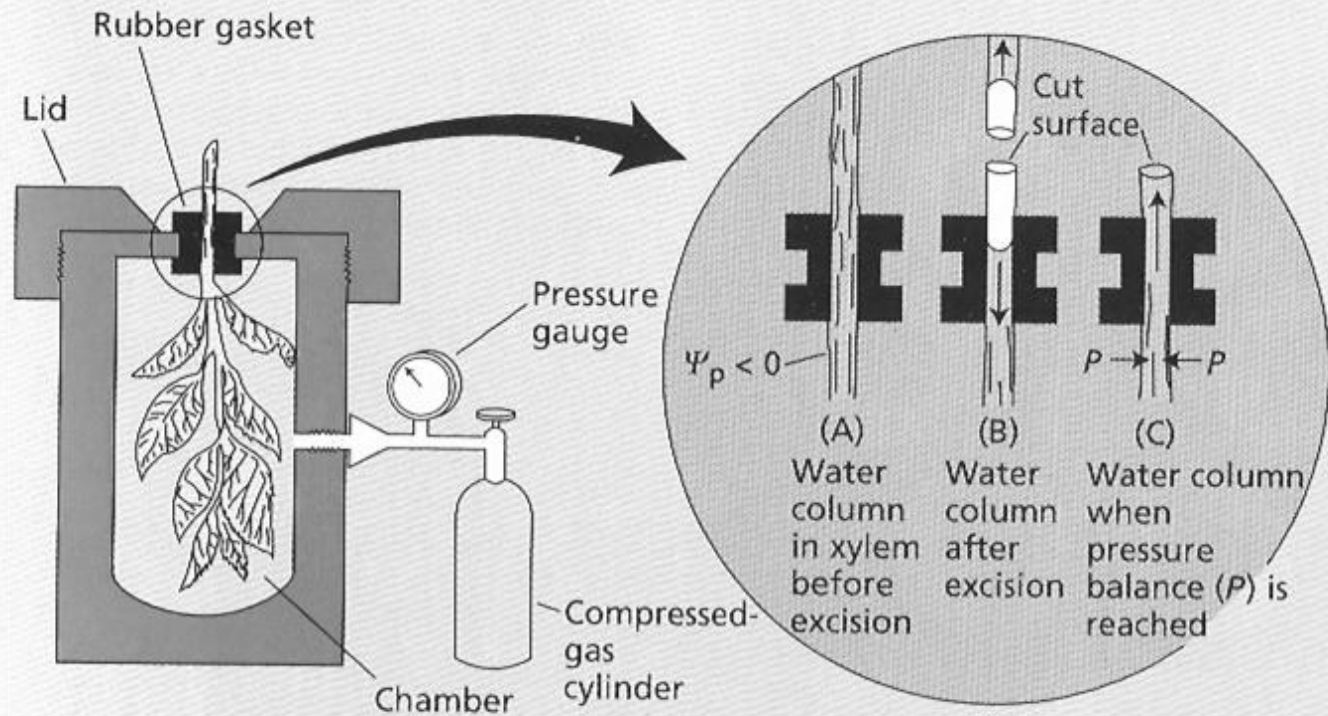
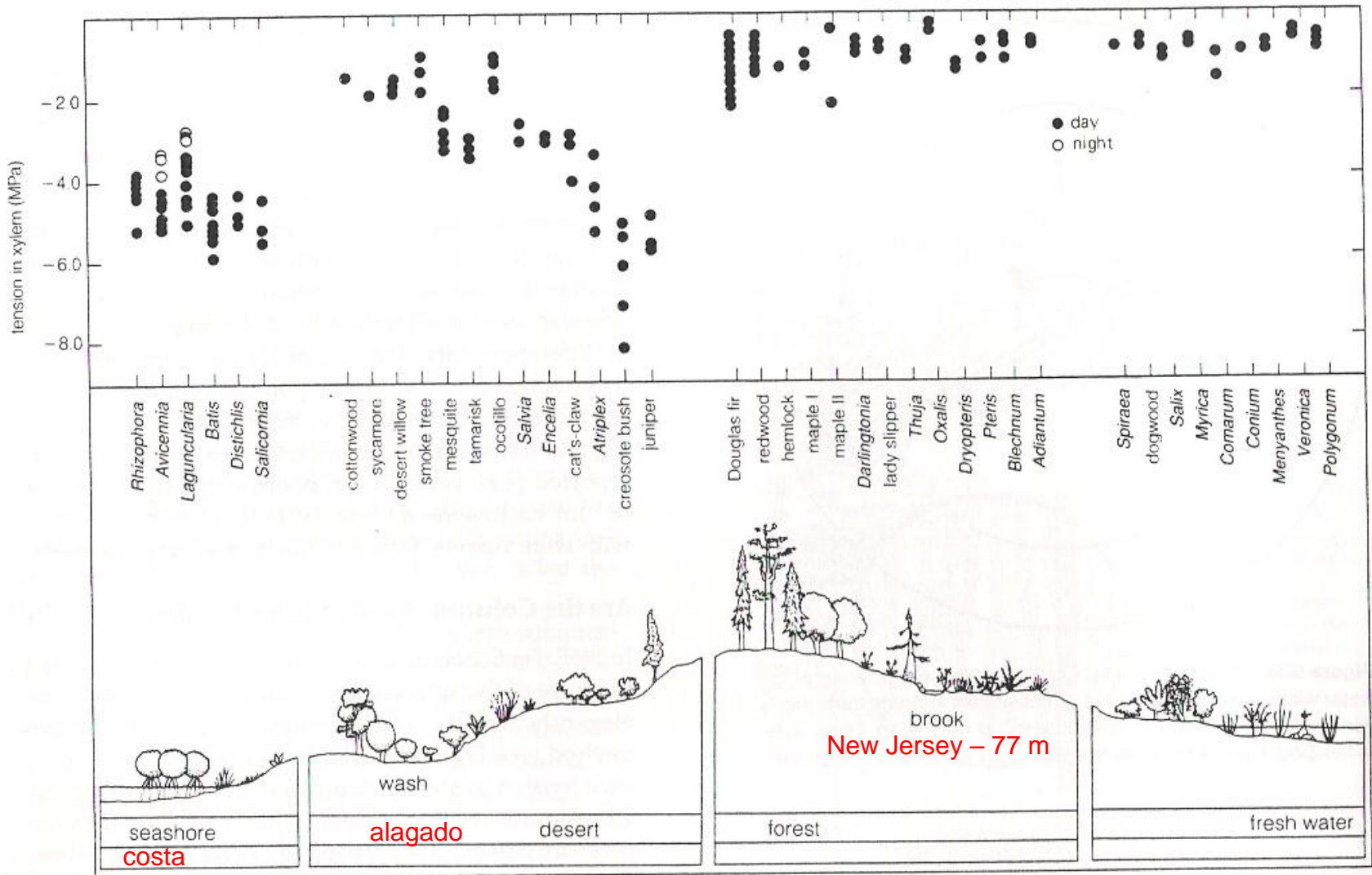


Figure 3 The pressure chamber method for measuring plant water potential. The diagram at left shows a shoot sealed into a chamber, which may be pressurized with compressed gas. The diagrams at right show the state of the water columns within the xylem at three points in time: (A) The xylem is uncut and under a negative pressure, or tension. (B) The shoot is cut, causing the water to pull back into the tissue, away from the cut surface, in response to the tension in the xylem. (C) The chamber is pressurized, bringing the xylem sap back to the cut surface.







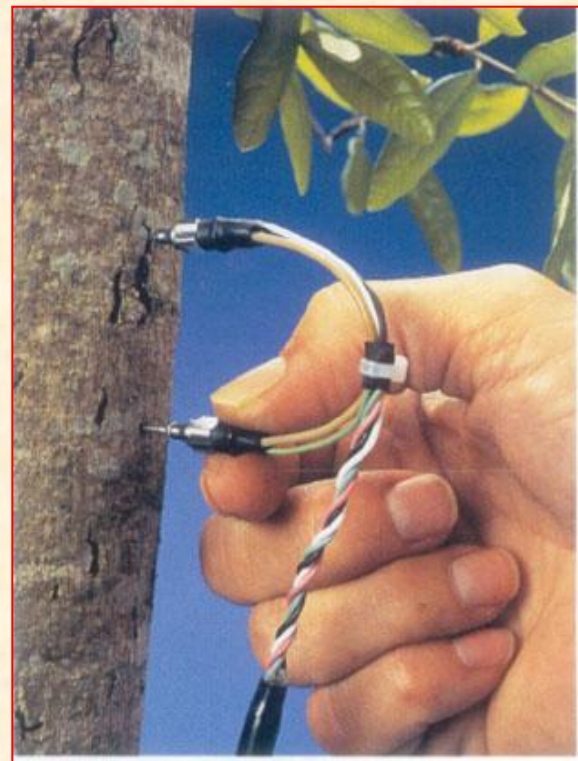
Plantas aquáticas água doce

Figure 5-15 Negative sap pressures in a variety of flowering plants, conifers, and ferns. Most measurements were taken with a pressure bomb during the daytime in strong sunlight. Night values in all cases are likely to be several tenths of a megapascal higher (less negative). (From Scholander et al., 1965; used by permission.)

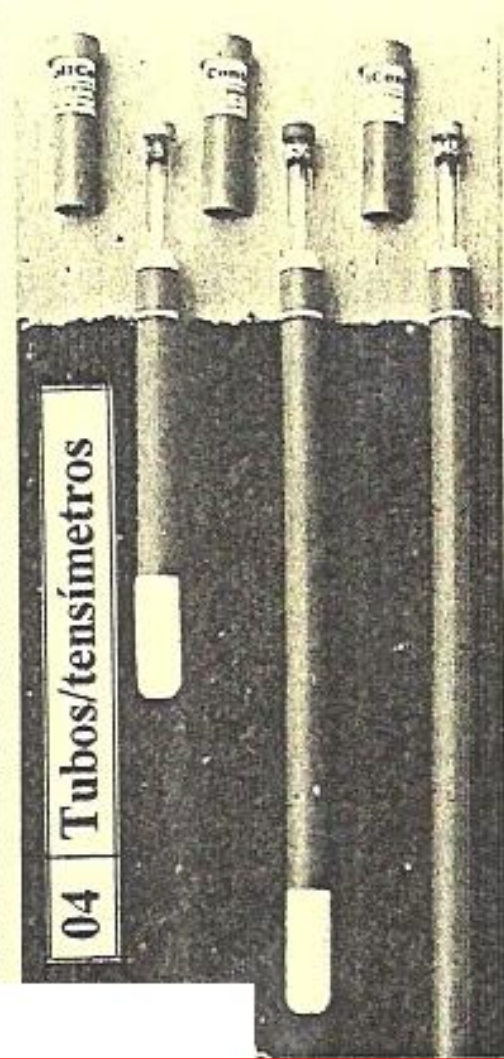
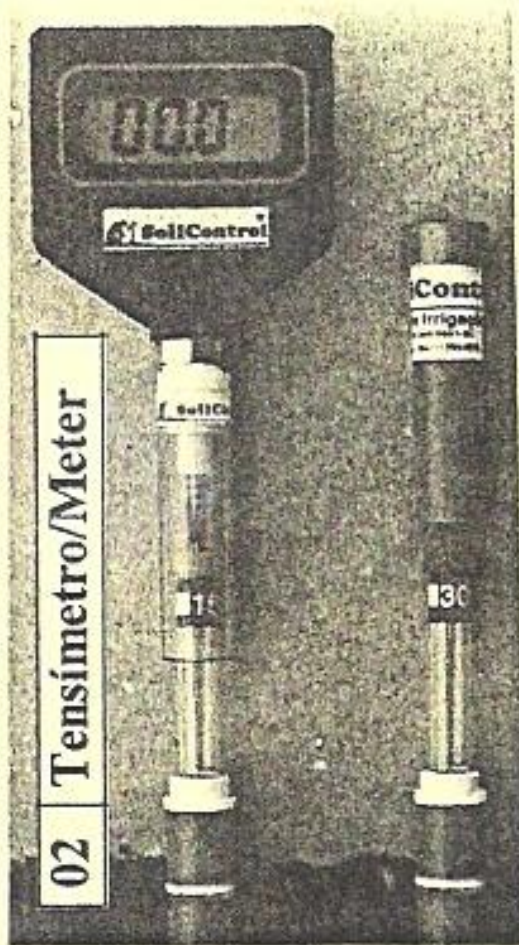
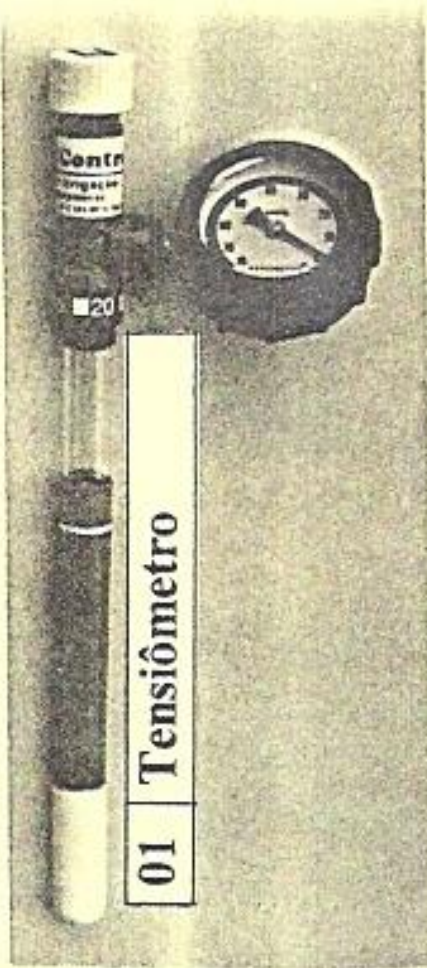
Dendrômetros

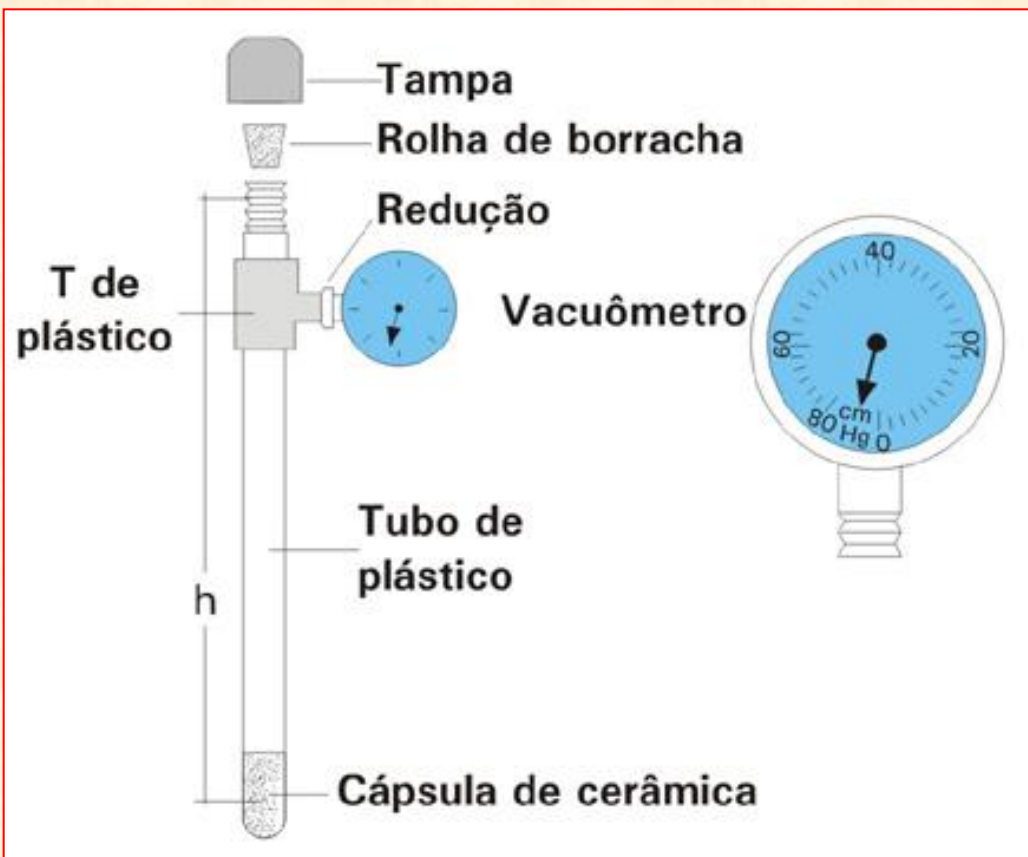


Medidores de fluxo de seiva



Tensiômetros





PREPARANDO O WATERMETER® PARA INSTALAÇÃO

- 1) Retire o cap e abasteça o tensiômetro com água destilada ou fervida previamente.
- 2) Após, proceda a eliminação do ar contido no interior do corpo, utilizando-se para tal o cap especial de vácuo e a bomba de vácuo que acompanha o instrumento.
- 3) Retire o cap de vácuo, complemente o corpo com mais água, e repita a operação anterior uma vez mais.
- 4) Mergulhe o tensiômetro numa vasilha com água até a instalação do mesmo.

Importante: O princípio tensiométrico é adequado apenas para medir condições de umidade do solo com tensões entre zero a 60cm/Hg (0,8bars), pois para tensões superiores a esse valor, o ar tende a entrar pela cápsula porosa, fazendo o instrumento deixar de funcionar! Portanto, conheça também o princípio da condutibilidade elétrica, suas características e benefícios, este utilizado no **UMITESTER® CW-9** também de fabricação da **SOILCONTROL®**

INSTALANDO O WATERMETER®

- 1) Selecionado o local mais indicado para a instalação, com a ajuda de um trado ou cano de 1/2'', faça um furo no solo até a profundidade de instalação.
- 2) Penere a terra retirada com o trado e despeje uma porção no furo, juntamente com água limpa. A lama formada proporcionará um perfeito contato entre cápsula e solo.
- 3) Instale com cuidado o tensiômetro no buraco, e compacte a terra ao redor do mesmo para evitar a entrada direta de água ou ar.

A HORA DE IRRIGAR

O momento exato é indicado pelo tensiômetro superficial

Cultura	Raízes (Profundidade em cm)	Período crítico (1)	Nº de tensiômetros por local de observação (2)	Comprimento de tubo de polivinil (cm)	Profundidade de instalação		Hora de irrigar	
					Tensiômetro superficial (cm)	Tensiômetro profundo (cm)	Período crítico (cm/Hg)	Outros períodos (cm/Hg)
Alface	20- 30	Formação da cabeça à colheita	1	25	15	—	32	48
Alho	20- 40	Crescimento do bulbo	1	25	15	—	32	40
Arroz de sequeiro	40- 60	Início da primórdia floral ao florescimento	2	30/ 60	20	50	25	44
Banana	50- 80	Primeira parte do período vegetativo, florescimento e formação de cacho	2	30/ 70	20	60	25	116 ⁽³⁾
Batata	40- 60	Floração e tuberação	2	30/ 60	20	50	25	40
Beterraba	40- 60	Primeiro mês após emergência	2	30/ 60	20	50	33	48
Brócolis	30- 50	Floração e crescimento da cabeça	1	30	20	—	37	48
Cana-de-açúcar	120-200	Estabelecimento da cultura e alongação do colmo	2	40/110	30	100	22	26
Café	150-300	Florescimento à fase de frutos "chumbinho"	2	40/110	30	100	49	49
Cebola	30- 50	Desenvolvimento do bulbo	1	30	20	—	37	44
Cenoura	45- 75	Primeiro mês após emergência	2	25/ 55	15	45	36	51
Couve-flor	30- 60	Do plantio à colheita	2	25/ 50	15	40	48	55
Ervilha	60- 90	Florescimento a enchimento de grãos	2	30/ 60	20	50	25	40
Feijão	40- 60	Florescimento a enchimento de grãos	2	30/ 60	20	50	25	33
Laranja	120-160	Florescimento e pegamento de frutos	2	40/110	30	100	18	79
Limão	120-160	Florescimento e pegamento de frutos	2	40/110	30	100	49	49
Melão	75-120	Florescimento à colheita	2	35/110	25	100	26	64
Milho	80-130	Florescimento e enchimento de grãos	2	35/110	25	100	33	56
Morango	25- 50	Desenvolvimento de fruto e maturação	1	25	15	—	17	25
Repolho	40- 50	Crescimento da cabeça e maturação	1	30	20	—	48	56
Soja	60-130	Florescimento e formação de grãos	2	35/110	25	100	41	116 ⁽³⁾
Tomate	30- 90	Florescimento e formação de grãos	2	25/ 60	15	50	25	63
Trigo	40- 80	Início do emborrachamento ao espigamento	2	30/ 60	20	50	33	48
Uva	100-200	Período vegetativo (principalmente na alongação de raízes) e florescimento	2	40/110	30	100	33	41

(1) Período em que a planta mais precisa de água. (2) Geralmente dois locais de observação são suficientes. (3) O tensiômetro só vai até 76 cm/Hg. No caso, ou o agricultor irriga quando o tensiômetro indica o valor máximo ou ainda esperara uns três ou quatro dias para dar água à planta.

Fonte: IAPAR.







Sol Pleno



Sombra





TABELA 4.2

Valores representativos de umidade relativa, concentração absoluta de vapor de água e potencial hídrico para quatro pontos ao longo da rota de perda de água de uma folha

Localização	Umidade relativa	Vapor de água	
		Concentração (mol m ⁻³)	Potencial (MPa) ^a
Espaços intercelulares (25°C)	0,99	1,27	-1,38
Imediatamente dentro do poro estomático (25°C)	0,95	1,21	-7,04
Imediatamente fora do poro estomático (25°C)	0,47	0,60	-103,70
Ar (20°C)	0,50	0,50	-93,60

Fonte: Adaptado de Nobel, 1999.

Nota: Ver Figura 4.10

^a Calculado usando Equação 4.5.2 no **Tópico 4.5 da Internet**; com valores para RT/V_w de 135 MPa a 20°C e 137,3 MPa a 25°C.

Difusão para gases (vapor de água):

$$T_{c\ 1/2} = \frac{(10^{-3}\ m)^2}{2,4 \cdot 10^{-5}\ m^2\ s^{-1}} = \mathbf{0,042\ s}$$

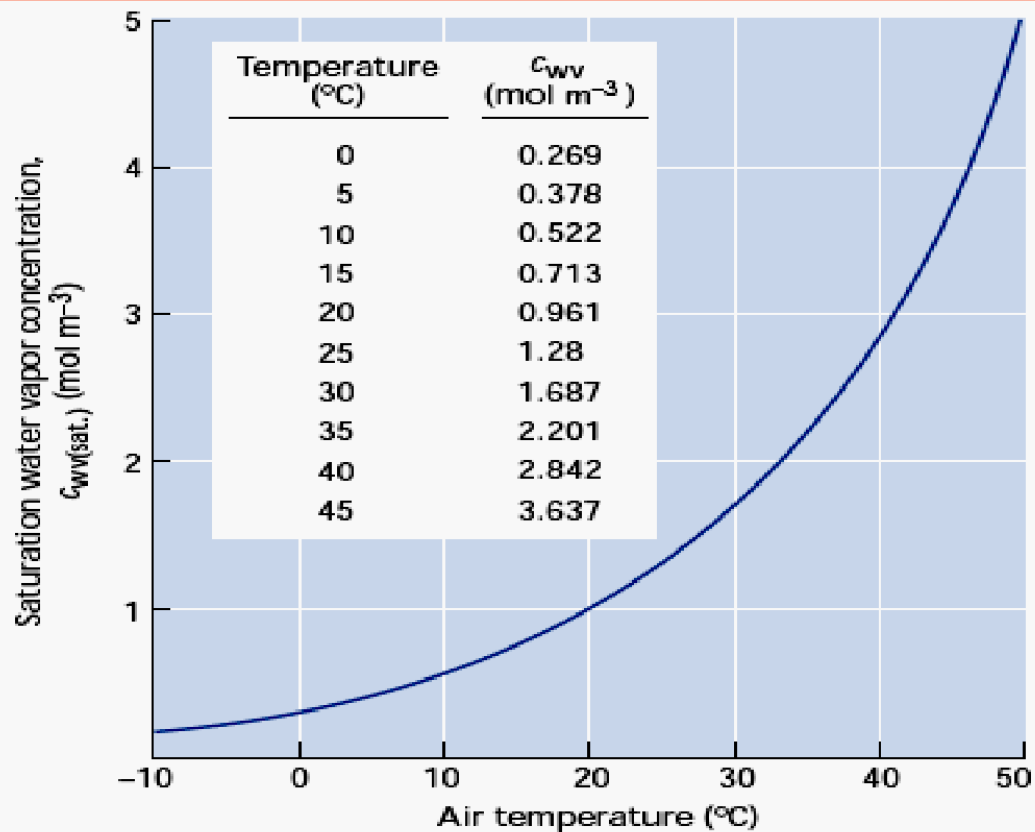


FIGURE 4.11 Concentration of water vapor in saturated air as a function of air temperature.

Quanto maior a temperatura maior a concentração de vapor de água no ar (maior a saturação).

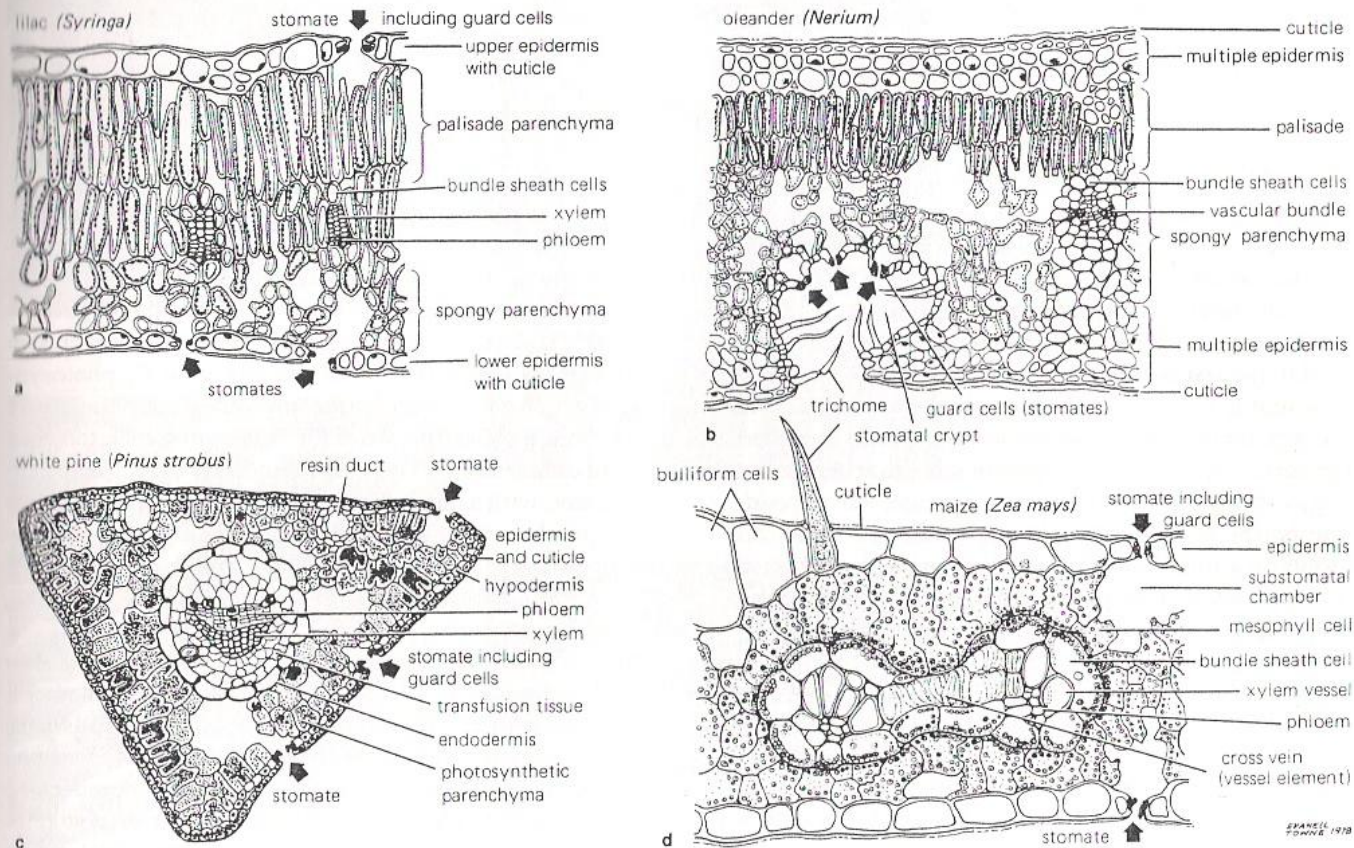
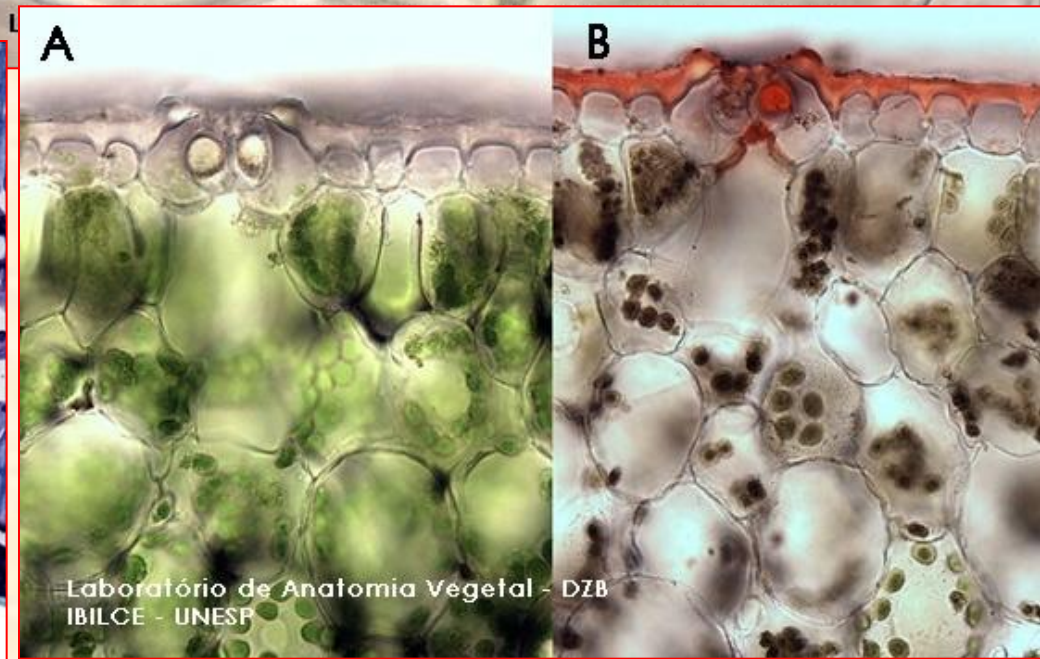
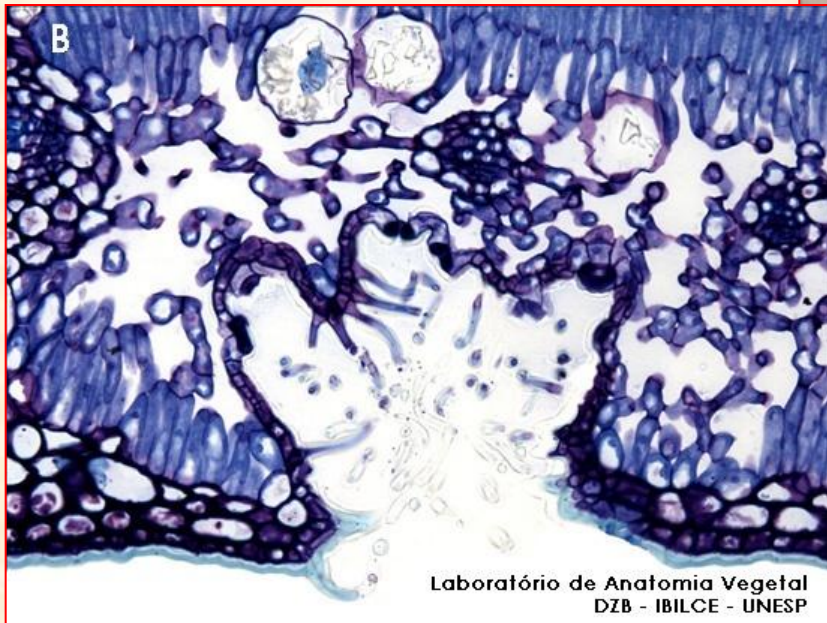
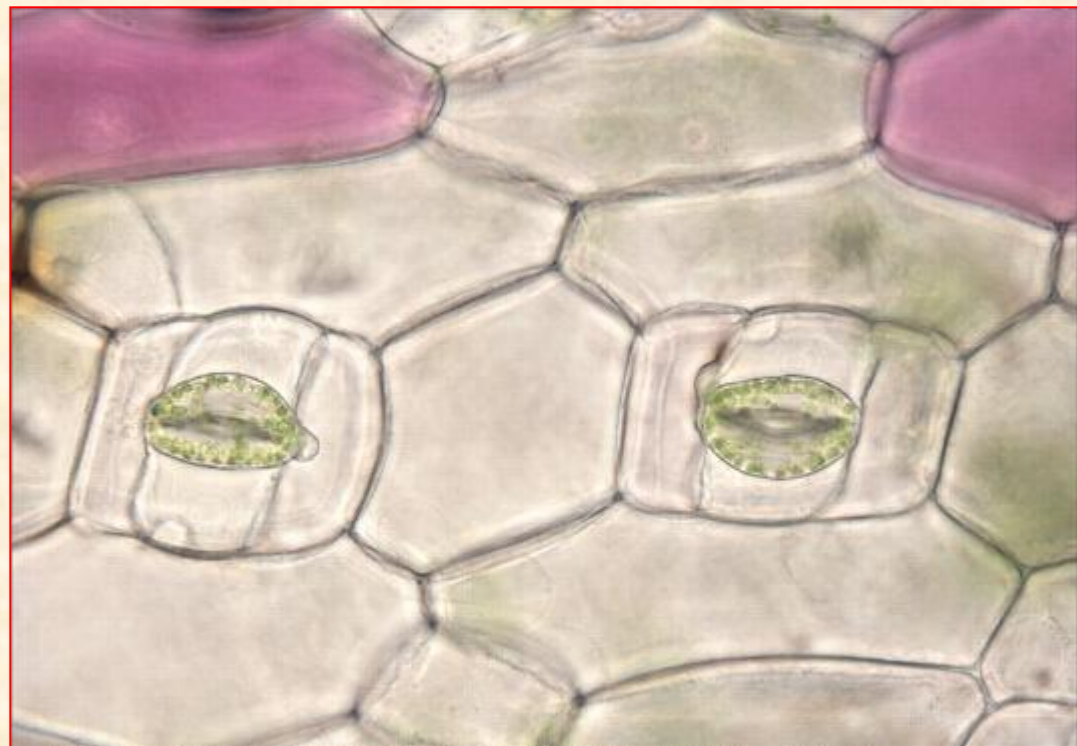
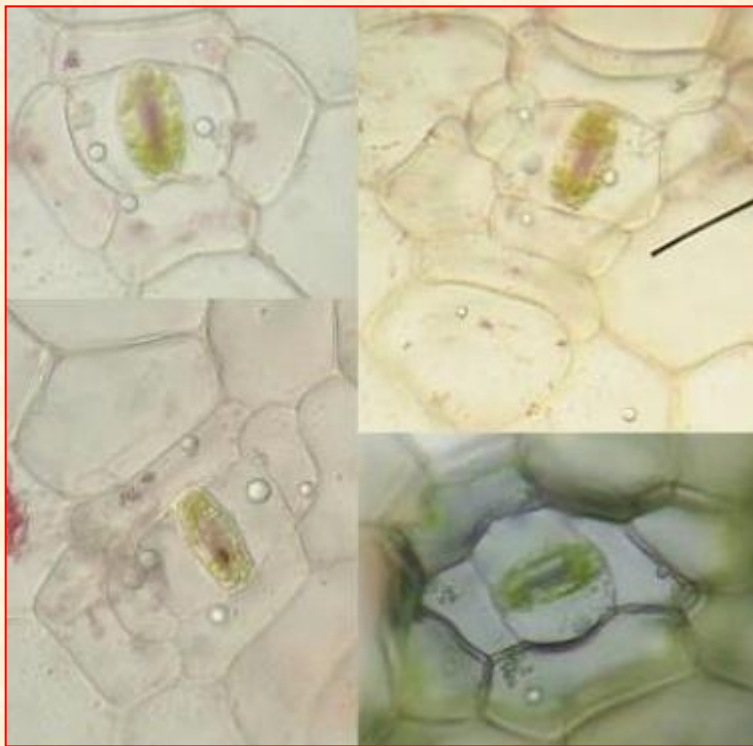


Figure 4-4 Cross sections through four representative leaves, one with "normal" stomates (**a**), one with stomates deeply sunken in a stomatal cavity (**b**), one a pine needle (leaf) with slightly sunken stomates (**c**), and one a grass leaf with about equal numbers of stomates on both surfaces (**d**). Arrows point to the stomatal pores, but the stomates include the guard cells. Spongy parenchyma and palisade parenchyma (as in **a** and **b**) collectively form the mesophyll. Note details of differing leaf anatomy; pine and grass leaves do not have a palisade layer, for example. Bulliform cells of maize (**d**) shrink in response to water stress, causing the leaf to roll into a cylindrical shape.



Laboratório de Anatomia Vegetal
DZB - IBILCE - UNESP

Laboratório de Anatomia Vegetal - DZB
IBILCE - UNESP



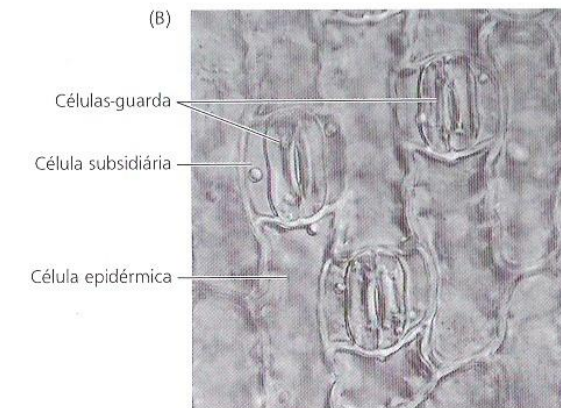
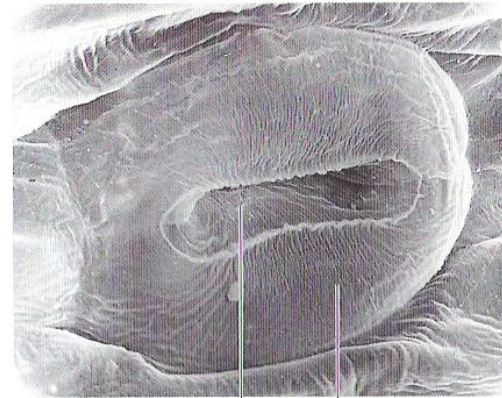
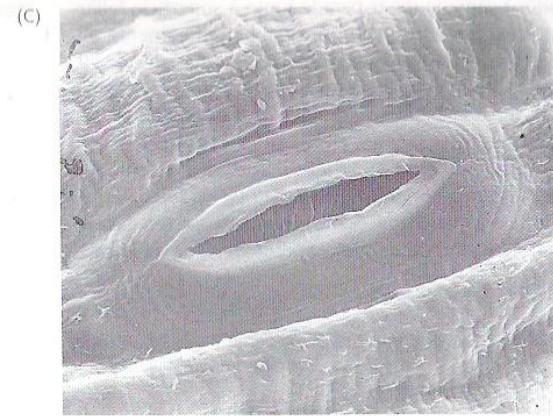
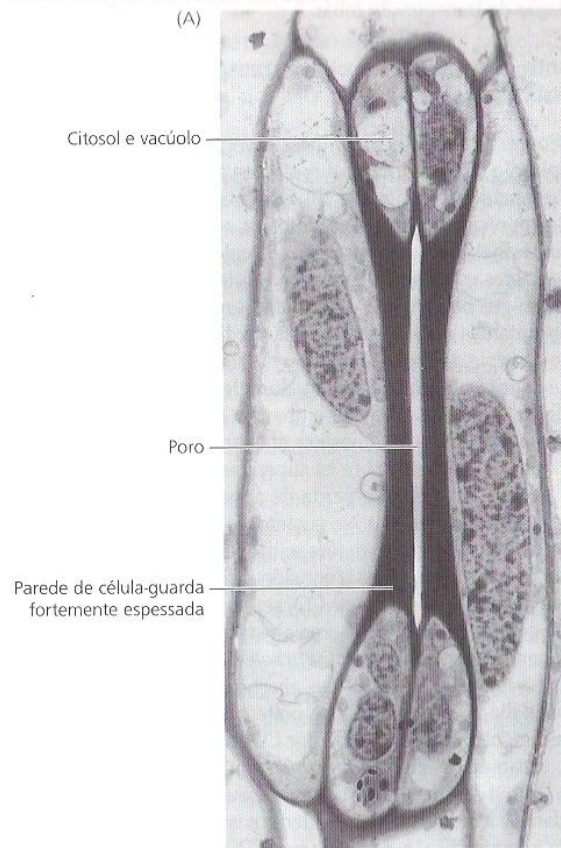
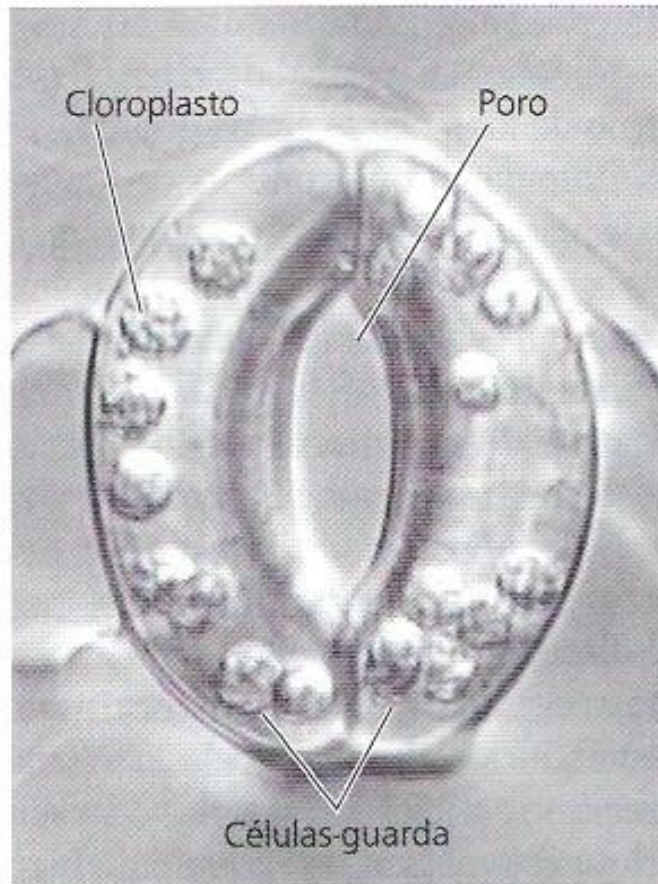
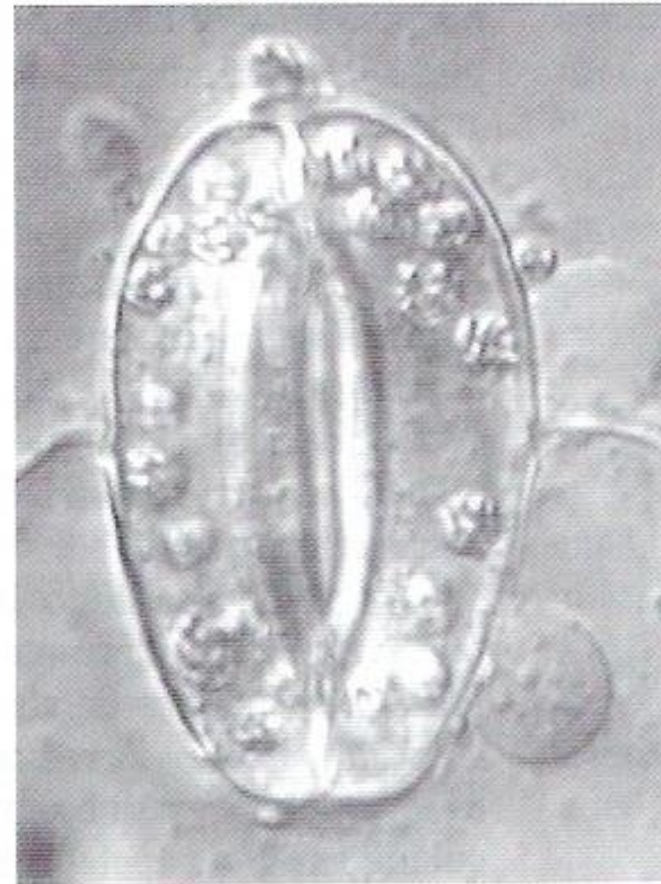


FIGURA 4.13 Micrografias de estômatos. (A) Electromicrografia de um estômato de gramínea. As extremidades bulbosas de cada célula-guarda mostram seus conteúdos citosólicos e são unidas por paredes fortemente espessadas. O poro estomático separa as duas porções medianas das células-guarda (2560x). (B) Complexos estomáticos de *Carex* (ciperácea), vistos ao microscópio óptico de contraste interferencial. Cada complexo consiste de duas células-guarda circundando um poro e duas células subsidiárias nos flancos (550x). (C) Electromicrografia de varredura de epiderme de cebola. O painel superior mostra a superfície externa da folha, com um poro estomático inserido na cutícula. O painel inferior apresenta um par de células-guarda voltadas para a cavidade estomática, em direção ao interior da folha (1640x). (A de Palevitz, 1981; B de Jarvis e Mansfield, 1981; A e B cedidas por B. Palevitz; micrografias em C de Zeiger e Hepler, 1976 [topo] e E. Zeiger e N. Burnstein [base].)

(A)



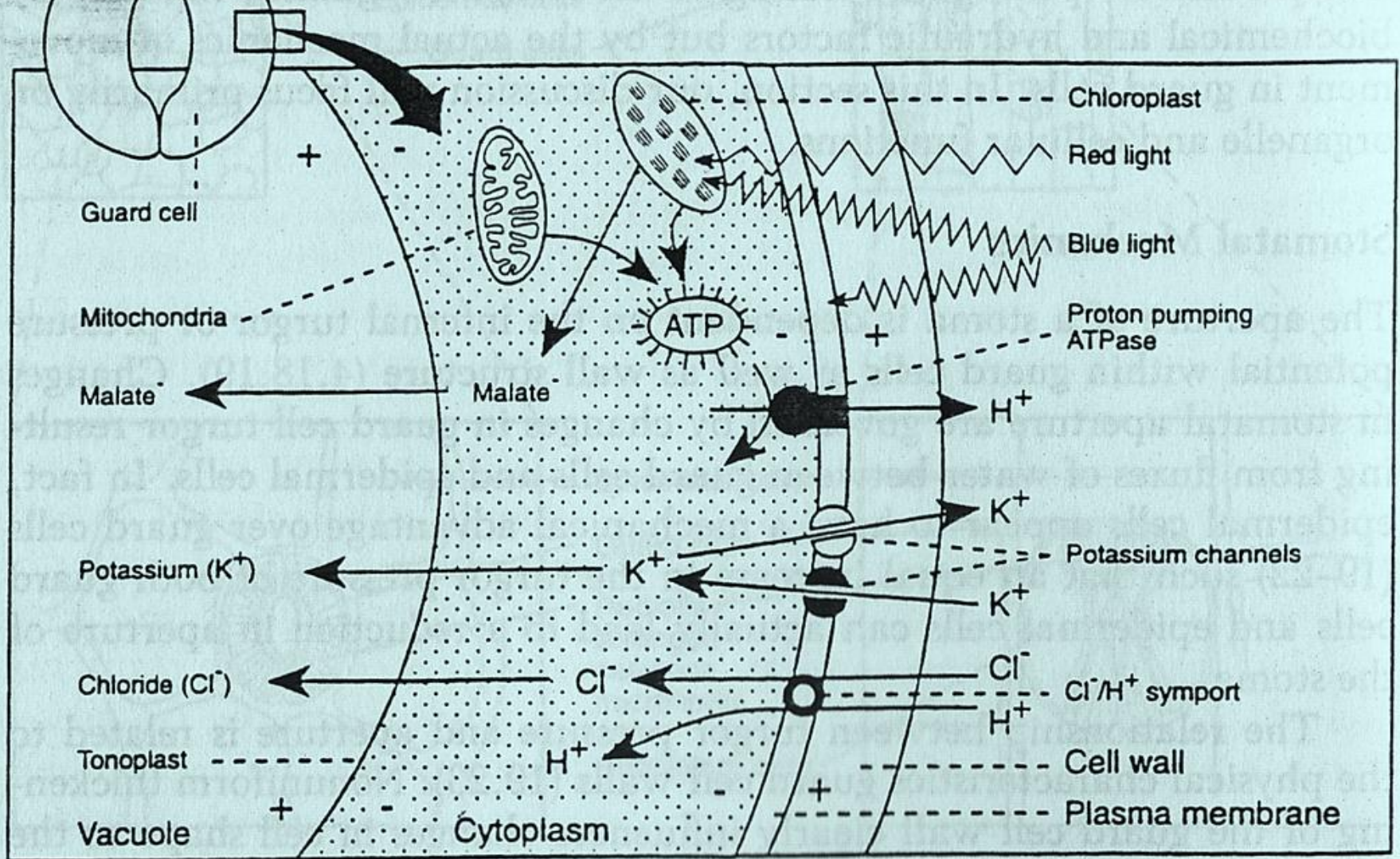
(B)



20 μ m

FIGURA 18.8 Abertura estomática estimulada pela luz em epiderme isolada de *Vicia faba*. O estômato aberto após tratamento com luz (A) é mostrado no estado fechado, após tratamento no escuro (B). A abertura estomática é quantificada por meio da medição microscópica da abertura do poro estomático (cedida por E. Raveh).

Abertura estomática em plantas C_3 , C_4 e $CAM=C_3$



O Receptor para a Luz Azul nas Células Guardas é a Zeaxantina (uma xantofila)

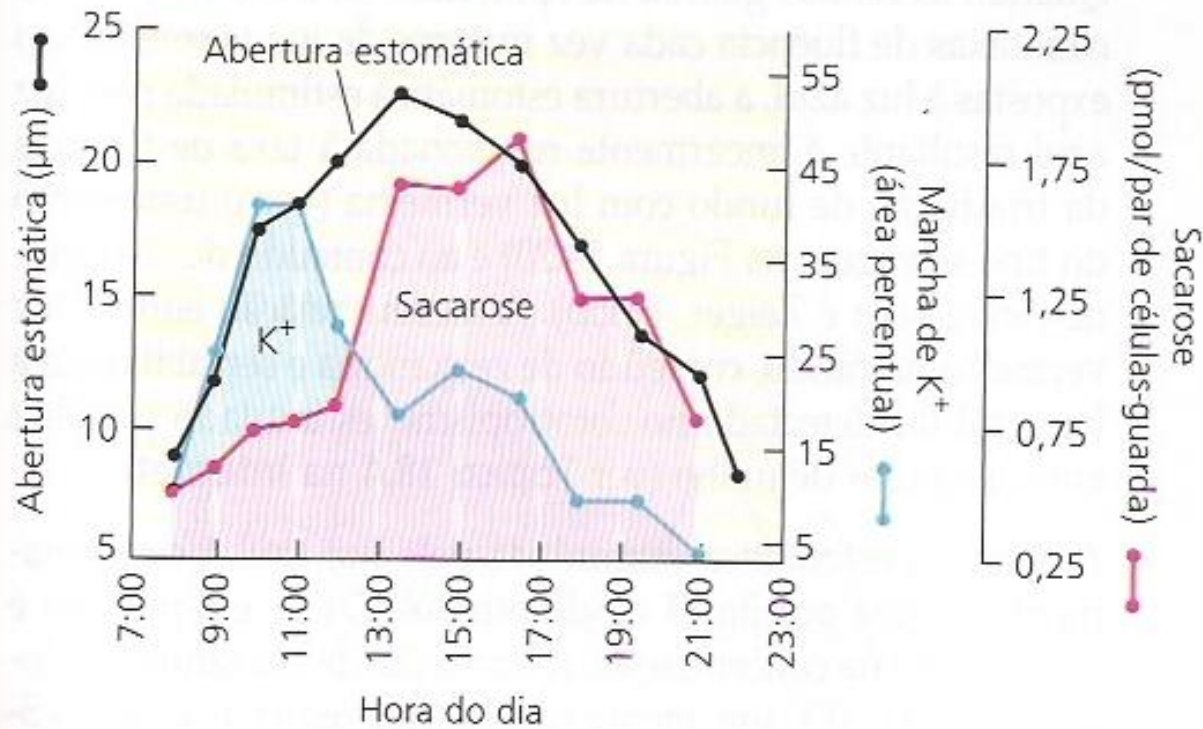


FIGURA 18.16 Curso diário das mudanças na abertura estomática e nos conteúdos de potássio e sacarose, das células-guarda de folhas intactas de *Vicia faba*. Os resultados obtidos indicam que as alterações no potencial osmótico, necessárias para a abertura estomática pela manhã, são mediadas pelo potássio e seus contra-íons, enquanto as mudanças que ocorrem à tarde são mediadas pela sacarose (Talbot e Zeiger, 1998).

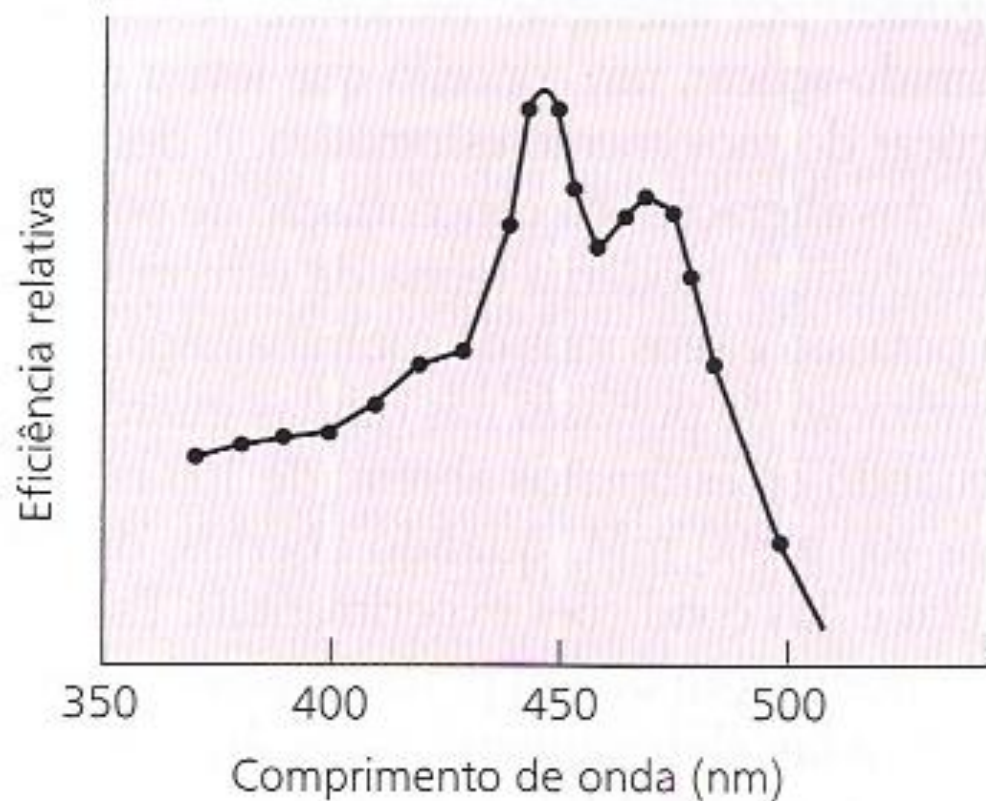


FIGURA 18.11 Espectro de ação para a abertura estomática estimulada pela luz azul (sob luz de fundo vermelha) (Karlsson, 1986).

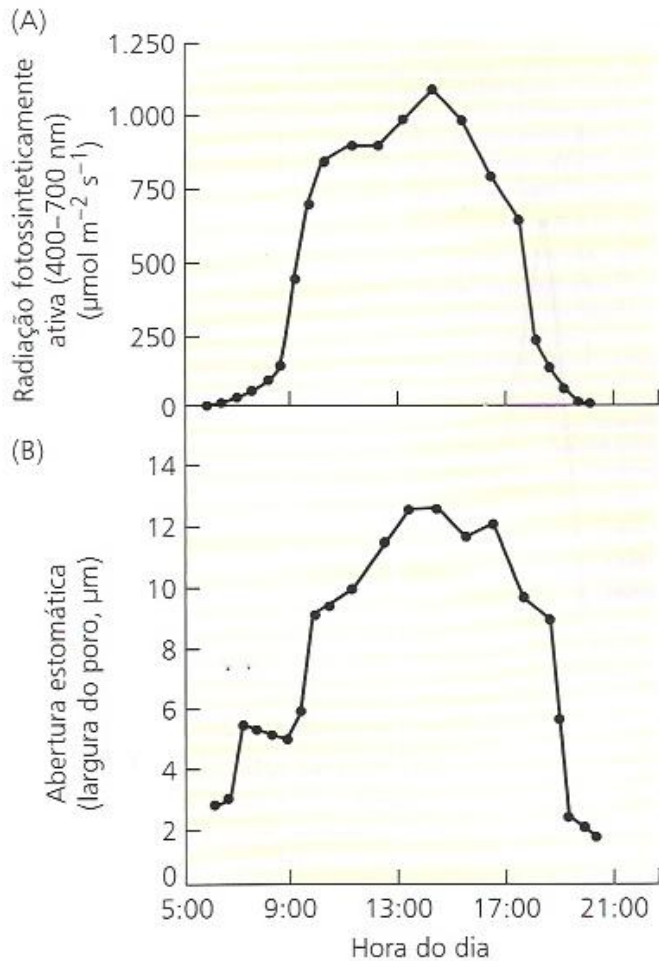


FIGURA 18.9 A abertura estomática segue a radiação fotossinteticamente ativa na superfície da folha. A abertura estomática na superfície abaxial das folhas de *Vicia faba* cultivadas em casa de vegetação, medida pela abertura do poro estomático (A), segue de perto os níveis da radiação fotossinteticamente ativa (400-700 nm) incidente sobre a folha (B), indicando que a resposta à luz foi a dominante na regulação da abertura estomática (Srivastava e Zeiger, 1995a).

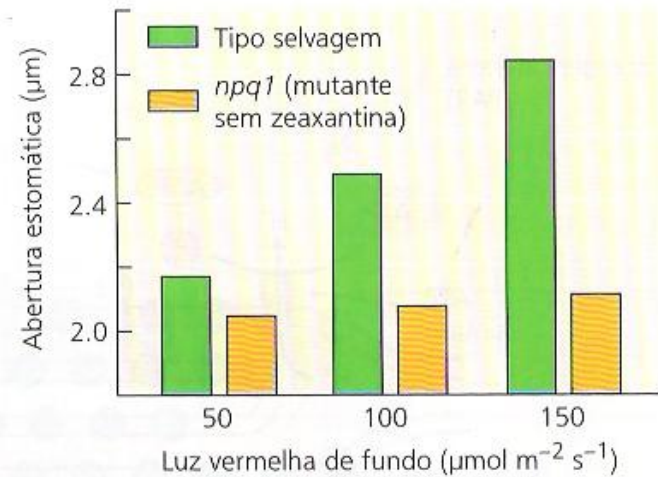
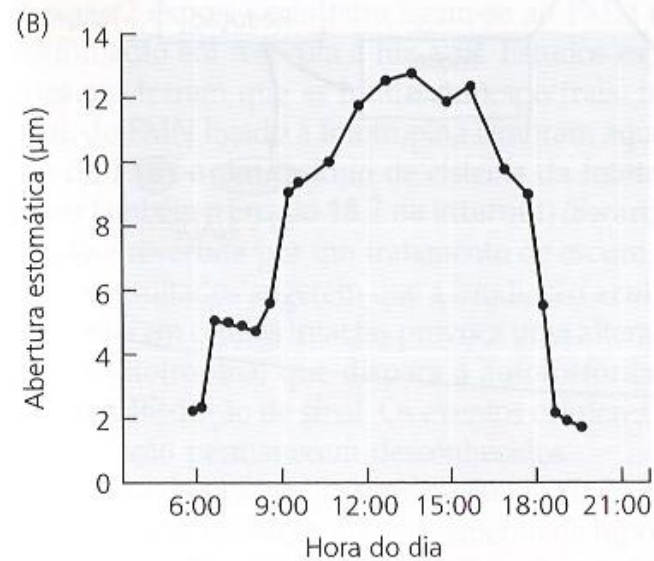
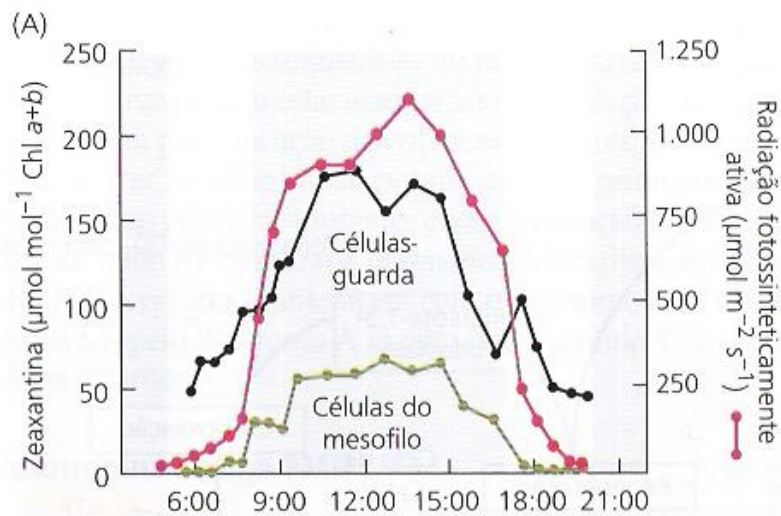


FIGURA 18.18 O conteúdo de zeaxantina das células-guarda segue de perto a radiação fotossinteticamente ativa e as aberturas estomáticas. (A) Curso diário da radiação fotossinteticamente ativa que atinge a superfície da folha e do conteúdo de zeaxantina das células-guarda e células do mesófilo de folhas de *Vicia faba* cultivadas em casa de vegetação. As áreas brancas dentro do gráfico salientam a sensibilidade contrastante do ciclo da xantofila nos cloroplastos do mesófilo e das células-guarda sob as baixas irradiâncias que prevalecem no início e no final do dia. (B) Aberturas estomáticas nas mesmas folhas utilizadas para a medição do conteúdo celular de zeaxantina (Srivastava e Zeiger, 1995a).

FIGURA 18.20 Respostas estomáticas à luz azul nos tipos selvagem e *npq1*, um mutante de *Arabidopsis* que não apresenta zeaxantina. Estômatos de epiderme isolada foram irradiados com luz vermelha por duas horas, e $20 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ de luz azul foram adicionados por uma hora adicional. A abertura estomática no tipo selvagem é proporcional às taxas de fluência da luz vermelha de fundo. Por outro lado, os estômatos do *npq1* não têm esta resposta e mostraram uma abertura reduzida sob luz azul e vermelha, provavelmente mediada pela fotossíntese das células-guarda (Frechilla e cols., 1999).

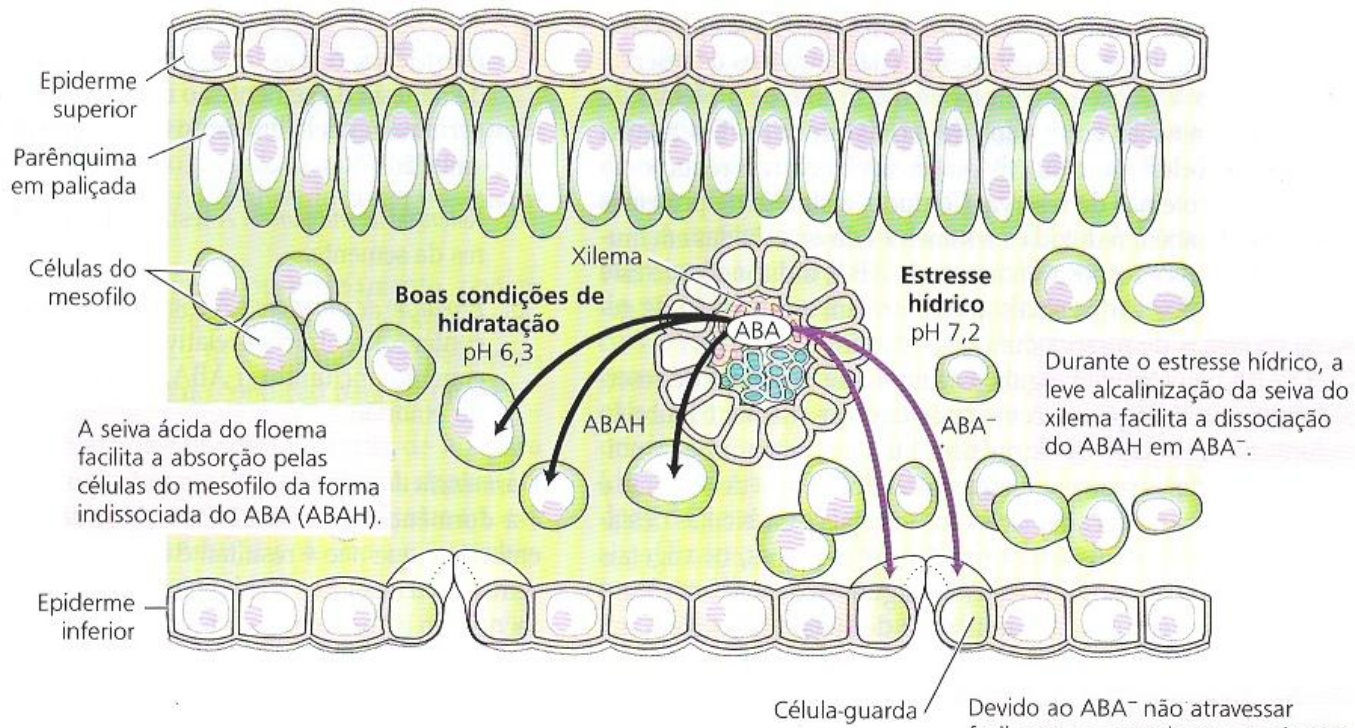


FIGURA 23.4 A alcalinização da seiva do xilema durante o estresse hídrico promove na redistribuição do ABA na folha.

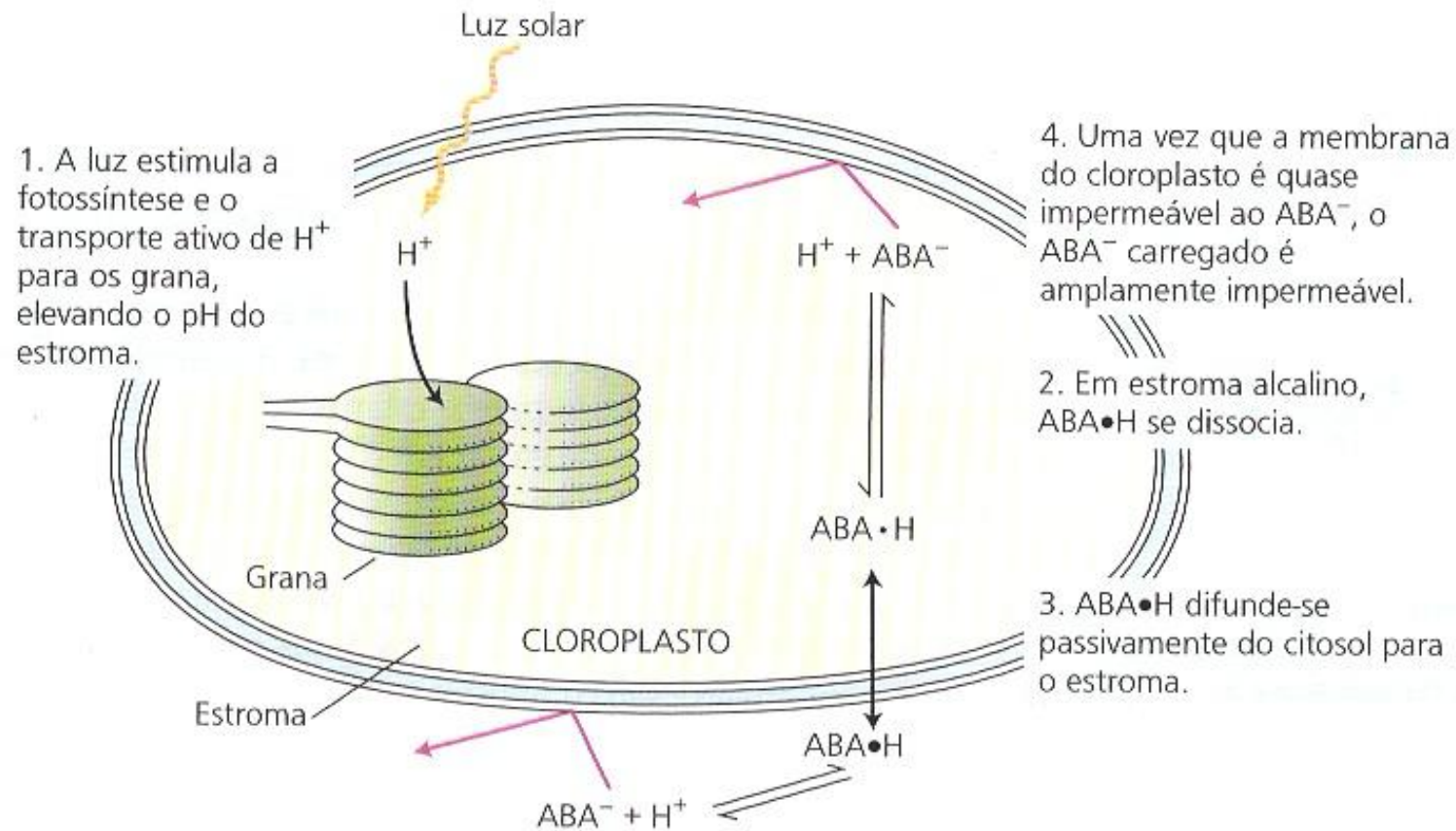
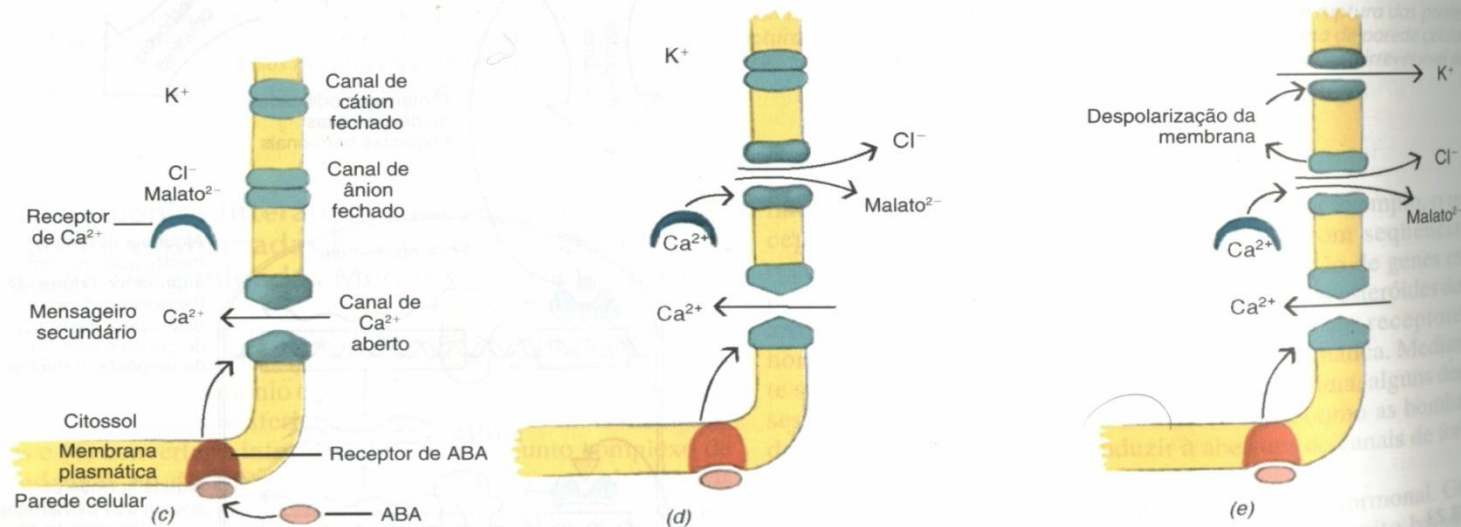
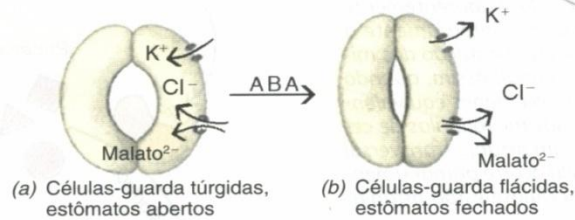


FIGURA 25.3 Acumulação de ABA por cloroplastos na luz. A luz estimula a entrada de prótons nos grana, tornando o estroma mais alcalino. O aumento da alcalinidade causa a dissociação do ácido fraco $ABA \bullet H$ em H^+ e o ânion ABA^- . A concentração de $ABA \bullet H$ no estroma fica abaixo da concentração no citosol, diferença de concentração que aciona a difusão passiva de $ABA \bullet H$ através da membrana do cloroplasto. Ao mesmo tempo, a concentração de ABA^- no estroma aumenta, mas a membrana do cloroplasto é quase impermeável ao ânion (setas vermelhas), que, assim, permanece aprisionado. Esse processo continua até que as concentrações de $ABA \bullet H$ no estroma e no citosol sejam iguais. Mas desde que o estroma permaneça mais alcalino, a concentração total de ácido abscísico ($ABA \bullet H + ABA^-$) no estroma ultrapassa em muito a concentração no citosol.

Fechamento estomático



28.24

Regulação do movimento dos estômatos. (a) A pressão de turgor causada pela alta concentração de solutos nas células-guarda que bordejam o poro estomático mantém o poro aberto. (b) A liberação de solutos em resposta ao ABA reduz a pressão de turgor nas células-guarda, resultando no fechamento do poro estomático. A seqüência de eventos que conduz ao fechamento dos estômatos mediado por ABA envolve canais de íons através da membrana plasmática das células. Nesse modelo, (c) a ligação do ABA ao seu receptor na membrana plasmática causa a abertura dos canais de Ca^{2+} . (d) A liberação de Ca^{2+} dentro do citossol age como um mensageiro secundário para abrir canais de ânions através dos quais os íons Cl^{-} e o $malato^{2-}$ difundem-se do citossol para a parede celular. (e) A queda resultante no potencial elétrico (despolarização da membrana) através da membrana plasmática abre os canais de K^{+} e permite a liberação de K^{+} dentro da parede celular. O fluxo de solutos do citossol para a parede celular resulta num decréscimo na pressão de turgor nas células-guarda, causando o fechamento do estômato.

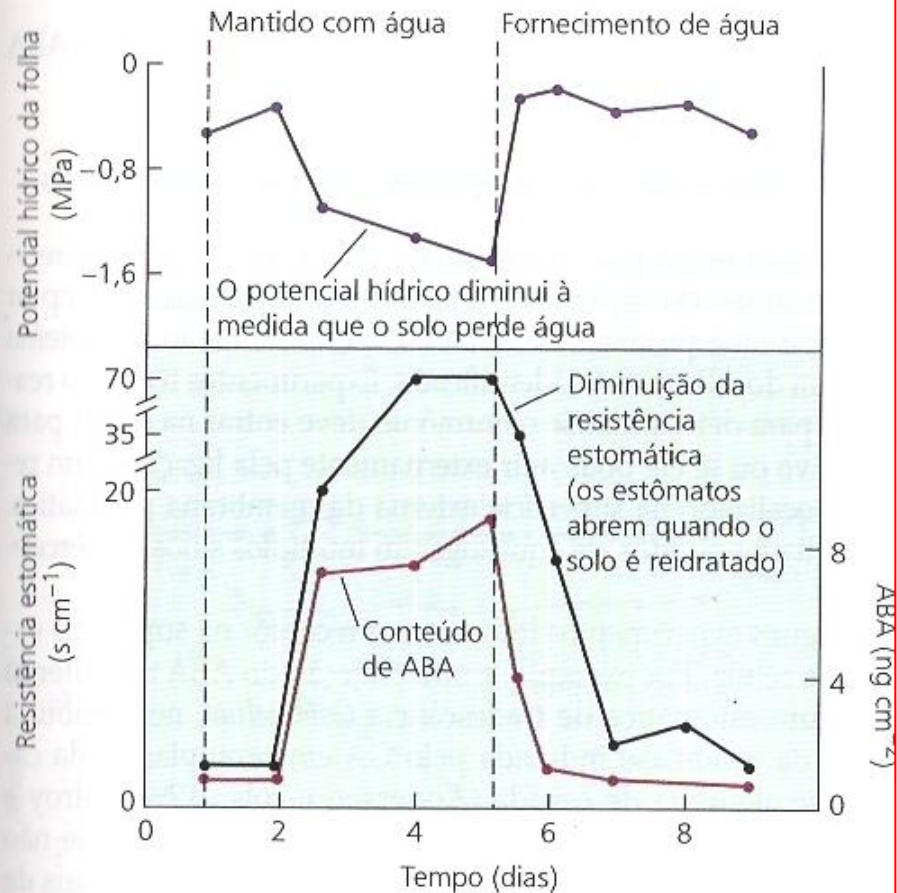


FIGURA 23.5 Alterações no potencial hídrico, na resistência estomática (o inverso da condutância estomática) e no conteúdo de ABA em milho, em resposta ao estresse hídrico. À medida que o solo perde água, o potencial hídrico das folhas decresce e aumenta tanto o conteúdo de ABA quanto à resistência estomática. O processo foi revertido pela rega (Beardsell e Cohen, 1975).

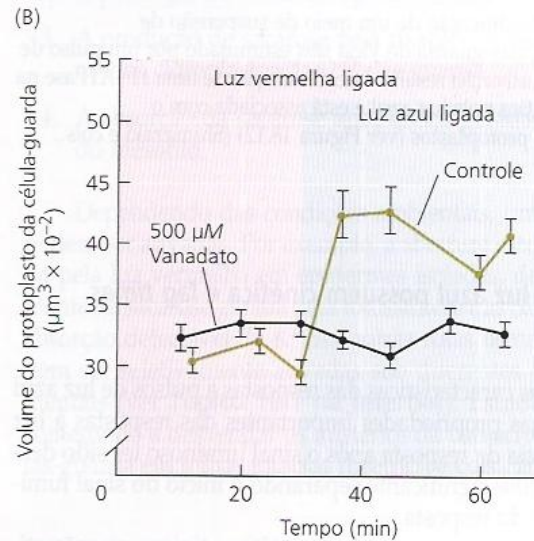
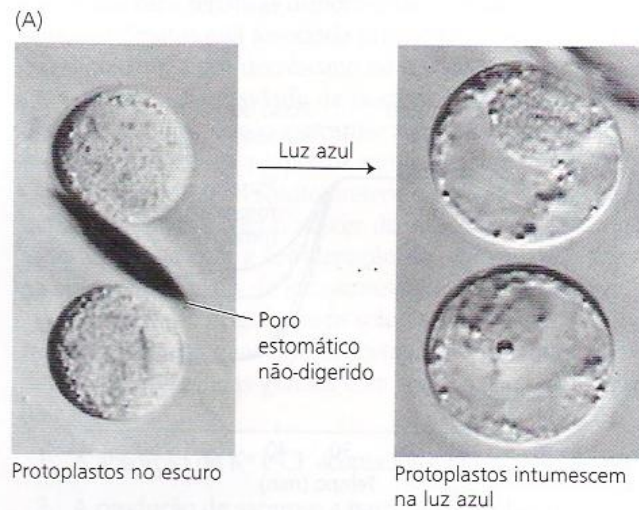
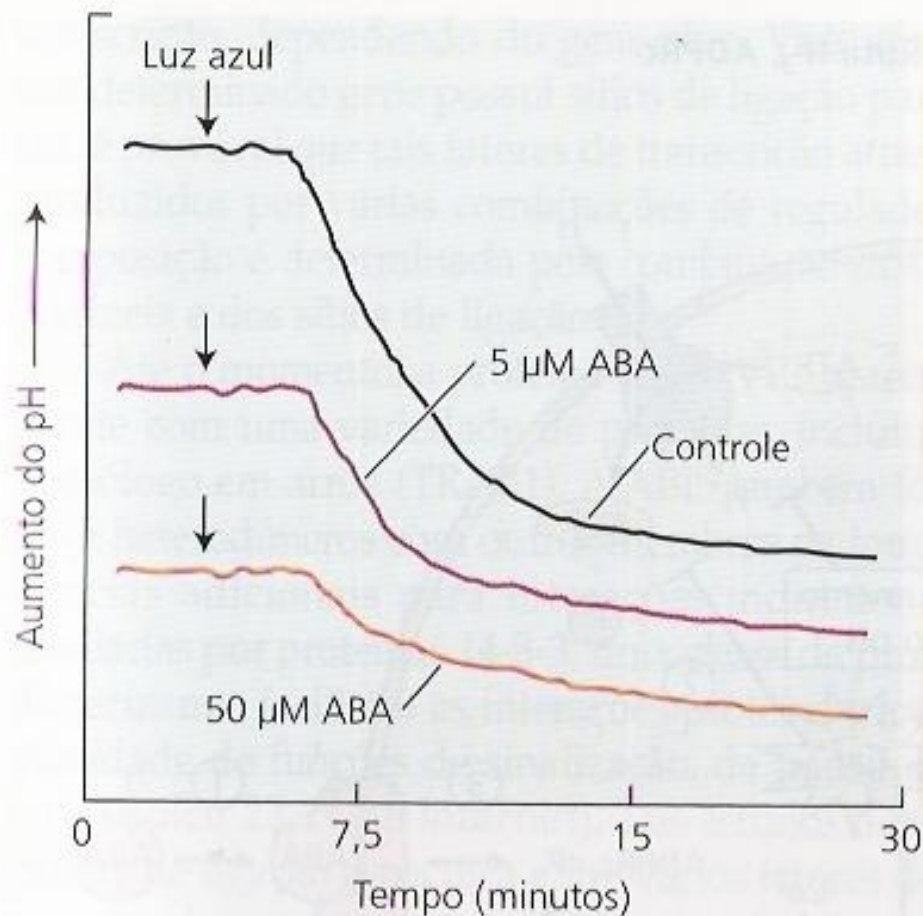


FIGURA 18.12 Intumescimento de protoplastos das células-guarda estimulado pela luz azul. (A) Na ausência de uma parede celular rígida os protoplastos de células-guarda de cebola (*Allium cepa*) intumescem. (B) A luz azul estimula o intumescimento dos protoplastos de células-guarda de *Vicia faba* e o vanadato, um inibidor da H^+ -ATPase, inibe o intumescimento. A luz azul estimula a absorção de íons e de água nos protoplastos das células-guarda, o que, quando estas células estão intactas fornece a força mecânica para o aumento da abertura estomática (A de Zeiger e Hepler, 1977; B segundo Amodeo e cols., 1992).



1. Um pulso de luz azul ativa a H^+ -ATPase da membrana plasmática, que bombeia prótons para o meio, acidificando o pH.

2. A adição do ABA ao meio de cultura inibe em 40% a acidificação.

3. Os resultados obtidos demonstram que o ABA induz alterações na célula, inibindo a H^+ -ATPase da membrana plasmática.

FIGURA 23.11 Inibição pelo ABA das bombas em prótons de protoplastos de células-guarda estimulada pela luz azul. Os protoplastos de células-guarda, em suspensão, foram incubados sob luz vermelha, sendo o pH do meio de suspensão monitorado com um eletrodo de pH. O pH inicial foi o mesmo em todos os casos (as curvas estão deslocadas para facilitar a visualização) (Shimazaki e cols., 1986).

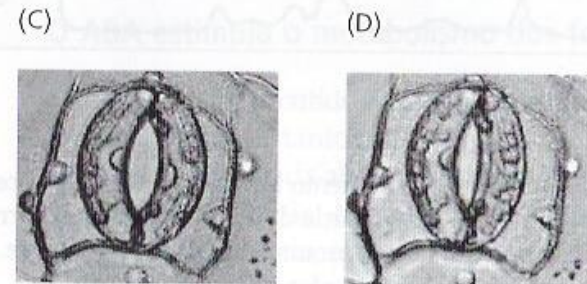
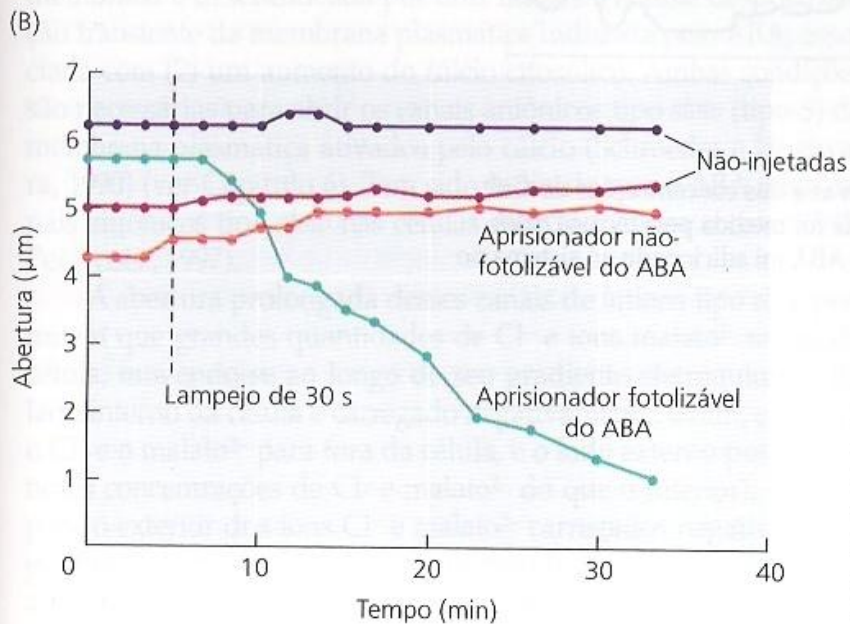
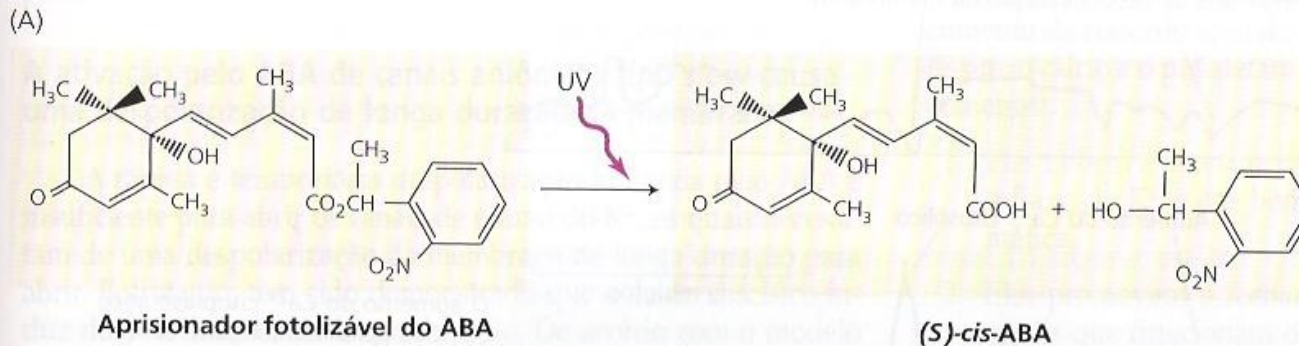


FIGURA 23.7 Fechamento estomático induzido pelo UV, causado pela fotólise do aprisionador do ABA no citoplasma da célula guarda. Uma célula-guarda do complexo estomático de *Commelina* foi microinjetada com o ABA aprisionado. (A) Reação de fotólise induzida pela radiação UV. (B) A abertura estomática foi registrada antes e após 30 segundos de exposição das células ao UV. (C, D) Fotomicrografia do mesmo complexo estomático no qual a célula guarda da direita foi carregada com o aprisionador fotolizável do ABA, 10 minutos antes da fotólise pelo UV (C) e 30 minutos após a fotólise (D). (A e B de Allan e cols., 1994; C e D A. Allan, de Allan e cols., 1994; © American Society of Plant Biologists, impresso, com permissão.)

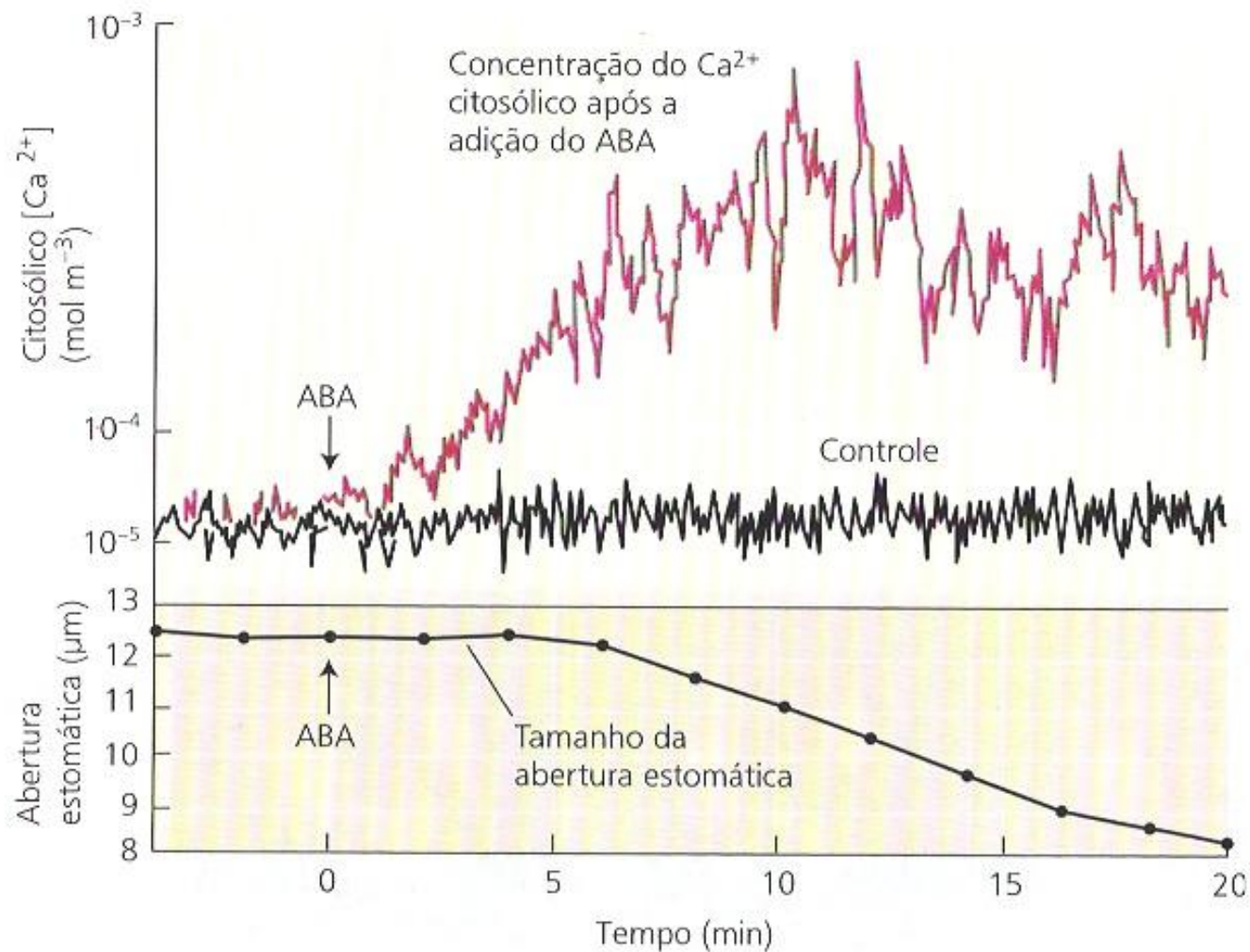


FIGURA 23.9 Aumento das concentrações do Ca^{2+} citosólico induzido pelo ABA nas células guarda (parte superior do gráfico) e da abertura estomática induzida pelo ABA (parte inferior do gráfico) ao longo do tempo (Mansfield e McAinsh, 1995).

1. O ABA liga-se ao seu receptor.

2. A ligação do ABA induz a formação de espécies reativas de oxigênio, as quais ativam canais de Ca^{2+} da membrana plasmática.

3. O ABA aumenta os níveis do ADP-ribose cíclico e do IP_3 , os quais ativam canais de cálcio adicionais no tonoplasto.

4. O influxo do cálcio inicia oscilações de cálcio intracelular e promove a posterior liberação do cálcio dos vacúolos.

5. O aumento do cálcio intracelular bloqueia os canais K^+_{in} .

6. O aumento do cálcio intracelular promove a abertura do canal (ânion) Cl^-_{out} na membrana plasmática, causando a despolarização da membrana.

7. A bomba de próton da membrana plasmática é inibida pelo aumento do cálcio citosólico induzido pelo ABA e por um aumento intracelular do pH, despolarizando posteriormente a membrana.

8. A despolarização da membrana ativa canais K^+_{out} .

9. Para que o K^+ e as ânions saiam através da membrana plasmática, é necessário que sejam primeiro liberados dos vacúolos para o citosol.

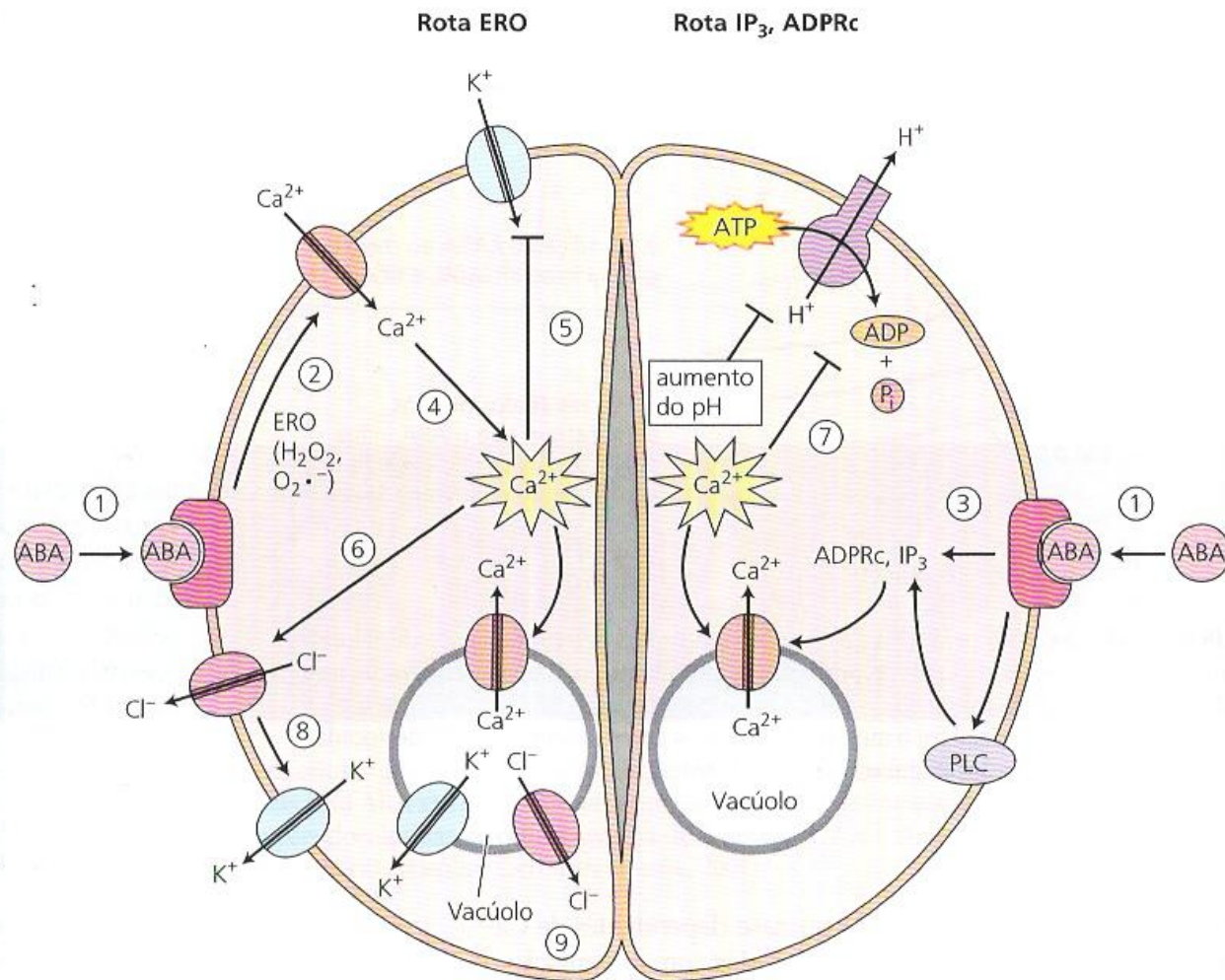


FIGURA 23.12 Modelo simplificado da sinalização do ABA nas células-guarda do estômato. O efeito resultante é a perda do potássio e de seu ânion (Cl^- ou malato $^{2-}$) da célula. (R = receptor; ERO = espécies reativas de oxigênio; ADPRc = ADP-ribose cíclico; Proteína G = proteína que liga ao GTP; PLC = fosfolipase C.)

**Mudanças fisiológicas
devido à desidratação:**

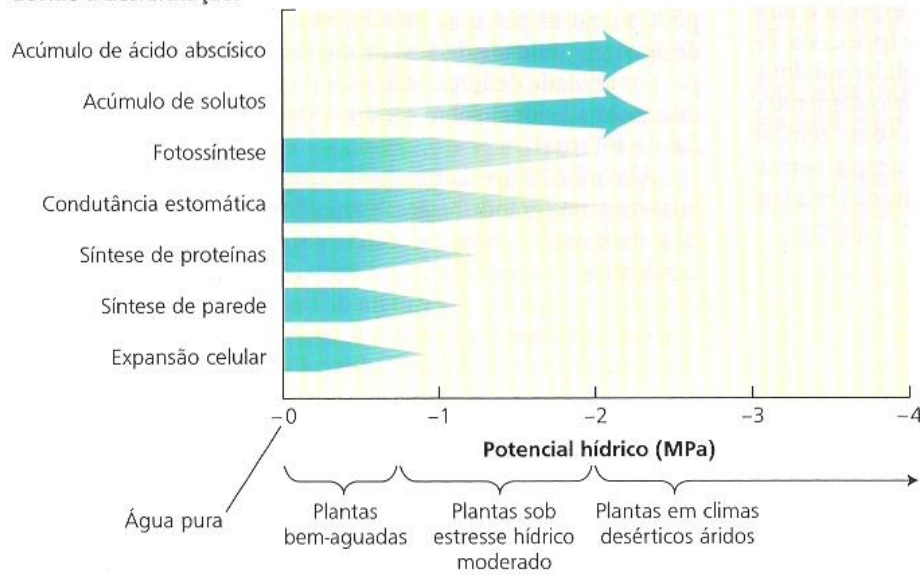
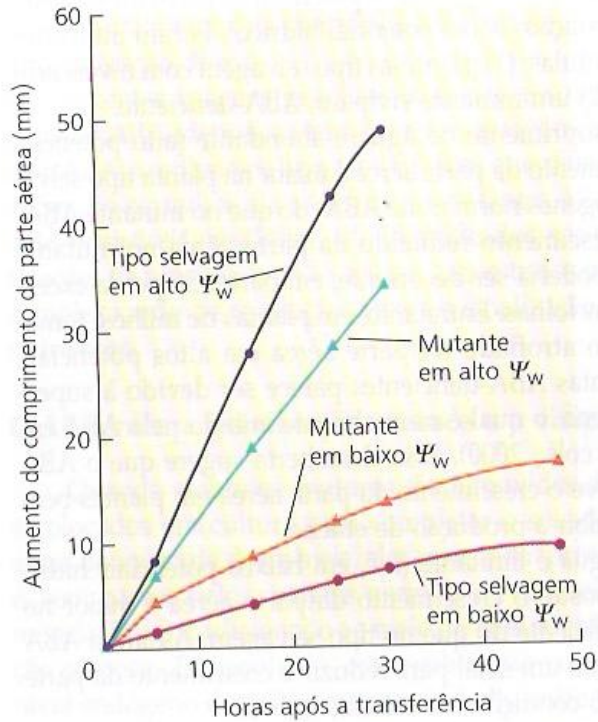
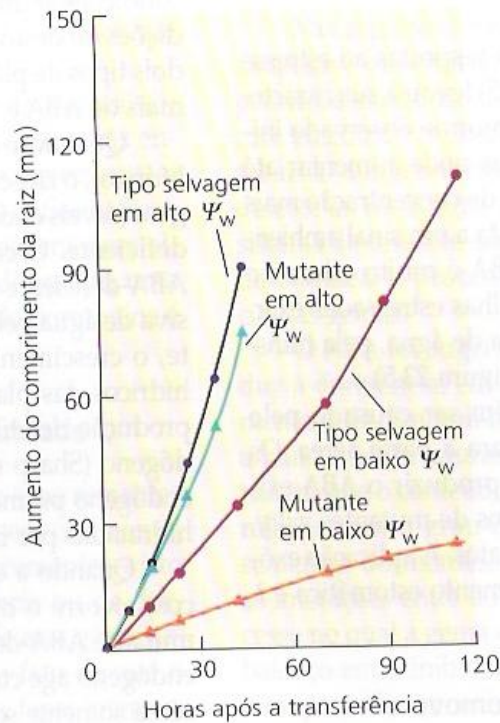


FIGURA 3.12 Potencial hídrico de plantas sob várias condições de crescimento e sensibilidade de vários processos fisiológicos ao potencial hídrico. A intensidade da coloração da barra corresponde à magnitude do processo. Por exemplo, a expansão celular decresce à medida que o potencial hídrico cai (torna-se mais negativo). O ácido abscísico é um hormônio que induz o fechamento estomático durante o estresse hídrico (ver Capítulo 23) (Hsiao, 1979).

(A) Parte aérea



(B) Raiz



(C) Razão raiz: parte aérea

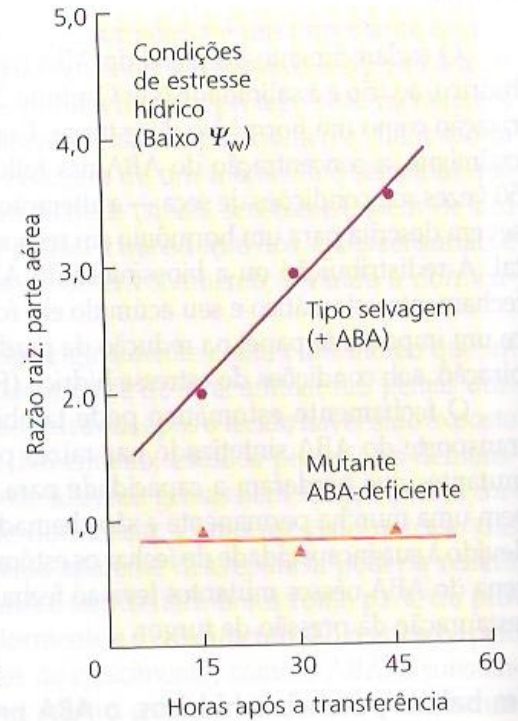


FIGURA 23.6 Comparação do crescimento das partes aéreas (A) e das raízes (B) de plantas normais de milho em comparação com mutantes ABA-deficientes (vivíparos) crescidas em vermiculita e mantidas em alto potencial hídrico ($-0,03$ MPa) ou em baixo potencial hídrico ($-0,3$ MPa em A e $-1,6$ MPa em B). O estresse hídrico (baixo potencial hídrico) diminui o crescimento tanto das raízes quanto das partes aéreas comparado com os controles. (C) Observe que sob estresse hídrico (baixo Ψ_w), a taxa de crescimento da raiz, comparada com a da parte aérea, é muito maior quando o ABA está presente (i. é, no tipo selvagem) do que quando ele está ausente (no mutante) (Saab e cols., 1990).