



MIKROSZKÓPI SEGÉD- ANYAG A NÖVÉNY- SZERVEZETTAN ÉS SEJTTAN TÁRGYAKHOZ

KRISTÓF ZOLTÁN
BÓKA KÁROLY
VÁGI PÁL

MIKROSZKÓPI SEGÉDANYAG A NÖVÉNYSZERVEZETTAN ÉS SEJTAN TÁRGYAKHOZ

Szerkesztette: Kristóf Zoltán

**Kristóf Zoltán
Bóka Károly
Vági Pál**

MIKROSZKÓPI SEGÉDANYAG A NÖVÉNYSZERVEZETTAN ÉS SEJTTAN TÁRGYAKHOZ: Szerkesztette: Kristóf Zoltán

írta Kristóf Zoltán, Bóka Károly, és Vági Pál

Szerzői jog © 2013 Eötvös Loránd Tudományegyetem

E könyv kutatási és oktatási célokra szabadon használható. Bármilyen formában való sokszorosítása a jogtulajdonos írásos engedélyéhez kötött.

Készült a TÁMOP-4.1.2.A/1-11/1-2011-0073 számú, „E-learning természettudományos tartalomfejlesztés az ELTE TTK-n” című projekt keretében. Konzorciumvezető: Eötvös Loránd Tudományegyetem, konzorciumi tagok: ELTE TTK Hallgatói Alapítvány, ITStudy Hungary Számítástechnikai Oktató- és Kutatóközpont Kft.

Nemzeti Fejlesztési Ügynökség
www.ujszechenyiterv.gov.hu
06 40 638 638



A projekt az Európai Unió támogatásával, az Európai Szociális Alap társfinanszírozásával valósul meg.



Tartalom

1. Bevezető	1
A mikroszkópos preparátumok készítése és vizsgálata	1
Elektronmikroszkópos mintaelőkészítés	3
Vizsgálati módszerek	5
2. Képgyűjtemény	8
Irodalomjegyzék	135

1. fejezet - Bevezető

A mikroszkópos felvételek mindig egy sajátos képet tükröznek, a valóságot nem képesek visszaadni. Ennek sokféle oka van. Az egyik, hogy egy térbeli struktúráról egy kétdimenziós képet nézünk, és mivel a makrovilágunktól eltérően soha nem is láttuk ezeket a struktúrákat térben, valós mivoltukban a tényleges szerkezet és működés elképzelése nem könnyű. Kis túlzással olyan ez, mintha az egyetem működését, szerkezetét 10 cm vastag szeletek vizsgálatával próbálnánk meg rekonstruálni. Ez az arány felel meg kb. az elektronmikroszkópos vizsgálatok során a sejt és a metszetvastagság viszonyának. A másik jelentős probléma, hogy a mikroszkópos képek mindig magukon viselik az előállításukhoz szükséges technológia jellegzetességeit és műtermékeit. Két különböző módon fixált mintáról készített felvételek néha nem is hasonlítanak egymásra. A mintaelőkészítésen túl a mikroszkópos vizsgálati módszerek is egészen különböző képet alkotnak ugyanazon struktúráról.

Mindezek, a különböző mintaelőkészítési módok, mikroszkópi képalkotó eljárások sajátosságainak ismerete nélkül a mikroszkópi képek nem érthetők meg, a lényeges információk nem választhatók külön a műtermékektől, a módszerekből adódó sajátosságoktól. A képek jobb megértése céljából tekintsük át a mintaelőkészítés és a különböző vizsgálati módszerek jellemzőit a mikroszkópi képekre gyakorolt hatását.

A mikroszkópos preparátumok készítése és vizsgálata

Fénymikroszkópos metszetek készítése

A kézi metszés a leggyorsabb mintakészítési módszerek közé tartozik, és bár minősége nem éri el a mikrotómos metszetekét, sok előnyös tulajdonsága miatt ma is rendszeresen használjuk. Az élő mintából, amennyiben az elég merev és elegendően nagy méretű ahhoz, hogy könnyen kézben tarthassuk, egy borotvapengével vékony metszeteket készíthetünk, melyet vízcseppben lefedve rögtön vizsgálhatunk is. A kézi metszetek készítésekor a nehezen metszhető, kicsi, nem eléggé merev növényi részeket kettéhasított bodzabalek közé foghatjuk, így azzal együtt könnyebben készíthetünk metszeteket. A kézi metszetek meg is festhetők egyszerű festési technikákkal. A kézi metszetek előnye a gyorsaságon kívül, hogy nem igényel bonyolult felszerelést, és szinte az élő állapotot vizsgálhatjuk, a műtermékek keletkezésének valószínűsége csekély. A preparátumokat vizes glicerinben vagy vízőldékony anyagban lefedve, körbekeretezve viszonylag tartós preparátumok is készíthetők.

Bizonyos esetekben nem a metszetkészítés a legmegfelelőbb mintaelőkészítés, például epidermisz vizsgálatához a nyúzatkészítés sokkal célravezetőbb lehet. Ilyenkor az epidermiszt csipesszel tetépjük az alatta levő szövetekről, ami azért lehetséges, mert az epidermiszsejtek egymáshoz jóval erősebben kapcsolódnak, mint az alatta elhelyezkedő sejtekhez. A másik gyakorta alkalmazott kézi mintakészítési technika a dörzs- vagy squash preparátum készítése. Ez egymáshoz lazán kapcsolódó, vagy vegyszerrel, főzéssel fellazított sejtek esetében hatékony. A mintakészítés során a mintát a tárgylemezen levő vízcseppben vagy festékben a ráhelyezett fedőlemezre gyakorolt nyomással „szétpaszírozzuk”, úgy hogy a sejtek még egybe maradjanak. Nevével ellentétben nem szabad oldalirányú, dörzsölő mozgást alkalmazni, csak függőleges erőhatást.

A mikrotómos metszéssel egyenletes vastagságú jó minőségű sorozarmetszeteket állíthatunk elő. A mintát azonban a legtöbb esetben hosszadalmas és bonyolult előkészítéssel tesszük alkalmassá a mikrotómos metszésre. Némiképp egyes fajták jelenthetnek kivételt ez alól, melyek állaga, keménysége lehetővé teszi a közvetlen mikrotómos metszésüket. A legtöbb anyagot azonban be kell ágyaznunk egy olyan közegbe (paraffin, műgyanta) amelyik lehetővé teszi a mikrotómba történő stabil befogásukat és megfelelően metszhető is.

A mintaelőkészítés első lépése a fixálás, melynek során megpróbáljuk megőrizni a sejtek, szövetek eredeti állapotát. A fixálás tehát a sejtek elpusztítása, de struktúrájuk megőrzése. Ez persze csak egy ideális cél, a valóságban rengeteg műtermék keletkezik, és jelentősen megváltozhat a sejtek struktúrája is. Ez nem jelent feltétlenül problémát, ha csak egy áttekintő szövettani vizsgálatot végzünk, ahol a sejtfalak jelentik a legfontosabb információt, nem kell azzal törődnünk, hogy a sejt DNS állományával mi történik. Ezzel szemben pl. egy apoptotikus DNS darabolódás detektálásánál éppen az örökítőanyag, a sejtmag megőrzése a legfőbb feladat. Ebből az is következik, hogy mindig a vizsgálati cél szabja meg a mintaelőkészítés és így a fixálás módját is. Univerzális, mindenre egyaránt alkalmas fixálási mód nem létezik, bár nyilván vannak általánosabb és specifikusabb fixálási módszerek. A legfontosabb, hogy a lehetséges több száz fixálási receptből azt válasszuk ki amelyik céljainknak leginkább megfelel, és ismerjük a esetleges műtermékek keletkezésének veszélyeit.

A fixálás két fő technikával valósítható meg, az egyik a gyors fagyasztás vagy kriofixálás, a másik a kémiai fixálás. Az előbbit a fénymikroszkópiában ritkábban alkalmazzák, mint az elektronmikroszkópiában, ezért ott tárgyaljuk. A fagyasztást a fénymikroszkópos mintaelőkészítés során inkább mint egy kézi metszés és mikrotomos metszés határterületén elhelyezkedő technikát alkalmazzák amikor a mintát vízceppben, vagy más vizes oldatban lefagyasztva a jeget mint beágyazóközeget használva mikrotómmal metszik a jégbe fagyasztott anyagot.

A fixálás során a szöveteket alkotó anyagokat rögzítjük. A legfontosabb a fehérjék, lipidek, és nukleinsavak rögzítése, de bizonyos vizsgálatokhoz az egyéb anyagok, pl. poliszacharidok rögzítése is fontos. A rögzítés megakadályozza ezen anyagok további megváltozását, mozgását, működését illetve kioldódását. A fehérjék fixálása általában kétféle módon történhet, és a fixálószeret gyakran ez alapján is csoportosítják. Az egyik módszer a koaguláció, a másik a molekulák között keresztkötések kialakítása. A koaguláció, a fehérjék kicsapása viszonylag durva módszer, de a fénymikroszkópiában, ahol nem feltétlenül a finom citoplazmaszerkezet vizsgálata a cél, hatékony módszer. A koaguláló fixálók általában savakat alkoholt tartalmaznak. A nem koagulatív fixálószeres fő alkotórésze valamilyen aldehid, a leggyakrabban formaldehid.

A fixálószeres általában savas kémhatásúak, de léteznek bázikus fixálók is. Ezek főként a mitokondriumok megőrzésében jelentenek előnyt a savas fixálókkal szemben, de egyéb sejtalkotók megőrzése szempontjából kevésbé hatékonyak.

A fixált preparátumokat víztelenítenünk kell, mert a beágyazó anyagok döntő többsége nem elegyedik vízzel, illetve egy adott víztartalom felett (műgyanták) nem polimerizálódik megfelelően.

A víztelenítést felszálló alkohol- vagy acetonsorozat segítségével végezzük. A mintákat méretüktől, átitatódási képességüktől függően különböző ideig (általában 10-60 percig) tartjuk egy-egy oldatban. Amennyiben paraffinos technikát választunk a víztelenítést teljesen, abszolút alkoholig kell végeznünk. Bizonyos műgyanták esetén elegendő a részleges (általában 96%-os) víztelenítés. A beágyazószernek megfelelően a mintaelőkészítés itt szétválik. A paraffinos technika esetén a teljesen víztelenített anyagban levő alkoholt xilolra, benzolra, vagy más paraffinnal elegyedő szerves oldószerre kell lecserélnünk. Ez az adott oldószer és alkohol növekvő arányú keverékében történő átitatással valósul meg. Ha már teljesen kicseréltük az alkoholt a paraffin oldószerére, következik a paraffinos átitatás. Paraffint adagolunk az oldószerben levő mintához egészen addig, amíg a paraffin oldódik, amikor az oldat telítődik, a mintákat átrakjuk olvadt paraffinba, ahol a teljes átitatás megtörténik, miközben a maradék oldószer elpárolog. Lehűtés után a minták a megszilárdult paraffinnal együtt metszhetőek. A paraffint a metszetekből a festés és vizsgálat előtt oldószerrel el kell távolítani

A műgyanták egyre inkább terjedő beágyazóanyagok, de nem szorították ki a paraffinos technikát. A műgyanták a fénymikroszkópos technikában elsősorban metakrilátok. Egy részük bizonyos mértékű víztartalmat tolerál így a mintákat nem kell teljesen vízteleníteni. A finomabb citoplazmastruktúrák megőrzése szempontjából ez előnyös tulajdonság, mivel a molekulák hidrátburkát nem kell eltávolítani, ami jelentős struktúraváltozást okozna. A metakrilát gyantákkal a mintát szintén át kell itatni, ami bizonyos esetekben nehezebb, mint a paraffinnal történő átitatás. Az átitatáshoz a műgyanta egy olyan keverékét használjuk, ami nem, vagy csökkentett mennyiségben tartalmazza a polimerizációt megindító komponens. Az átitatott mintákat polimerizációra képes műgyantakeverékbe kell az átitatás után tenni. A polimerizáció vegyi úton, hőmérsékletemeléssel, vagy

rövid hullámhosszú fénnyel történő megvilágítással indítható be. A reakció exoterm, ezért körültekintéssel kell végezni, mert a termelt hő tovább gyorsíthatja a polimerizációt és akár fel is forrhat a gyanta. A másik fontos dolog, amire ügyelni kell, hogy ezek a gyanták érzékenyek az oxigénre, ezért a polimerizációt vagy nitrogén atmoszférában, vagy teljesen lezárt edényekben kell végezni. A polimerizált műgyanta már nem vízdékony, de általában víz felvételével duzzad, ami a metszést megnehezíti. A műgyantát a metszetből általában nehéz eltávolítani, ezért ez megszabja a festési lehetőségeket is.

A paraffinba ágyazott anyagokat általában fém késsel metszük. A metszetek vastagsága rendszerint 5-15 mikrométer. Mivel az egymás utáni metszetek élükkel jól összetapadnak, paraffinos metszéskor könnyű sorozatmetszeteket készíteni. A metszetek a paraffin kioldása után gyakorlatilag korlátlanul festhetők. Vízdékony festékekhez a metszeteket leszálló alkoholsorozat segítségével rehidratálni kell. A mikroszkópi vizsgálatokhoz a metszeteket lefedőszerral (kanadabalzsam, műgyanta), fedőlemezzel zárják le. Ezt tartós preparátumnak nevezik.

A műgyantába ágyazott metszeteket fém-, vagy üveggéssel metszük. A metszetek lehetnek vékonyabbak, mint a paraffinos beágyazásnál (általában 0,5-10 mikrométer). A metszetek kezelése nehezebb, mivel már a levegő páratartalmától is duzzadnak és meghajlanak az egyenetlen duzzadás következtében. Mivel ezek a metszetek az egymást követő metszés során nem tapadnak össze, egyenként kell csipesszel levenni őket a késről. Ebből adódik, hogy azonosan orientált sorozatmetszés nem lehetséges. A műgyanta a metszetből csak bizonyos típusok esetén távolítható el, ezért leggyakrabban a festés és további kezelés is a műgyantával együtt történik. Ez korlátozza a festési lehetőségeket, mivel nem minden festék hatol be a műgyantába, vagy pedig a műgyantát is megfesti. Előnye viszont a nem kioldott műgyantának, hogy a metszetben különálló részeket az eredeti pozíciójukban megtartja. A műgyantás beágyazási procedura általában gyorsabb, mint a paraffinos, (kb. 2 nap az egy héttel szemben).

A metszetek festésére különböző festékeket, jelölt antitesteket, kémiai reakciókat használhatunk. A klasszikus festékeket a minta anyagaihoz való kötődés szempontjából ionos és kovalens kötésű festékekre oszthatjuk. Az ionos festékek lehetnek kationosak (pl. toluidinkék), melyek a savas jellegű, vagy másként bazofil anyagokhoz kötődnek, és anionosak (pl. anilinkék) amelyek a pozitívan töltött, bázikus, vagy más néven acidofil anyagokhoz kapcsolódnak. Léteznek még ún. pácfestékek, melyek a festődést elősegítő fémionokat (mangán, vas, króm, alumínium) tartalmaznak. Érdekes, és a festéskor kihasználható jelenség, hogy egyes festékek a kapcsolódástól, egymástól való távolságuktól függően különböző színnel festenek. Az egyik leggyakrabban használt ilyen metakromatikus festék a toluidinkék.

Elektronmikroszkópos mintaelőkészítés

A transzmissziós (átvilágító) elektronmikroszkópos vizsgálatokhoz a műgyantás fénymikroszkópos technikához hasonló procedúrát kell leggyakrabban elvégeznünk. Mivel az elektronmikroszkóppal finom struktúrákat vizsgálunk a mintaelőkészítésnek is sokkal körültekintőbbnek, kíméletesebbnek kell lennie. A kémiai fixáláshoz szinte kizárólag a nem koaguláló aldehideket, elsősorban a jó keresztelő képességű glutáraldehidet használjuk. Ez megfelelően rögzíti a fehérjéket, de a lipideket nem. Ezek fixálása külön lépésben főként osmium tetroxiddal történik. A két fixálószer egymás utáni használata jól megőrzi a membránokat, és az osmium tetroxid még az osmium nagy atomtömege általi jó elektronszórása miatt „festi” is a mintát. Mivel ezeknek a fixálószernek a penetrációja viszonylag lassú, csak kisméretű – legalább egy irányban 2mm-nél kisebb – minták fixálhatók. A beágyazáshoz legtöbbször epoxy gyantákat, ritkábban metakrilát gyantákat használunk, ezért az anyagot itt is vízteleníteni kell. A kíméletes, fokozatos víztelenítés után az anyagot műgyantába ágyazzuk és polimerizáltatjuk. A metszéshez üveg, vagy gyémánt késeket használunk, mert csak igen vékony, 50-100 nm közötti metszetek vizsgálhatók jól a mikroszkópban. A metszeteket a vágás folyamán egy vízfelszínre úsztatjuk, és innen gyűjtjük össze a mikroszkóp vizsgálólemezeként szolgáló rostélyra, vagy gridre. A metszeteket ezek után még meg kell festeni, vagyis át kell itatni elektronszóró, nagy rendszámú elemeket tartalmazó vegyületekkel. A leginkább alkalmazott két ilyen ún. kontrasztzó anyag az ólomcitrát és az uranil acetát. A metszetek ezek után készen állnak a vizsgálatra. A procedura kb. egy hetet vesz igénybe.

Az elektronmikroszkópiában jelentős szerepet játszanak az alacsony hőmérsékleten végzett ún. kriotechnikák. Az alacsony hőmérséklet itt $-100\text{ }^{\circ}\text{C}$ alatti tartományt jelent. A kriotechnikák igen széles skálája áll a kutatók rendelkezésére a kriofixálástól a krioultramikrotómián át a krio-elektronmikroszkópos vizsgálatokig, mégis leggyakrabban a mintaelőkészítés történik alacsony hőmérsékleten.

A kriofixálással egy pillanat alatt olyan alacsony hőmérsékletre hűtjük a biológiai anyagot, hogy benne a folyamatok gyakorlatilag leállnak és a pillanatnyi struktúra rögzül. A kriofixálás lényege, hogy a mintát igen nagy sebességgel (10^8 K/sec) kell lehűteni ahhoz, hogy a benne levő víz kristályosodás nélkül dermedjen meg, vagyis vitrifikálódjon. A víz fagyása ugyanis térfogatnövekedéssel, kristályképződéssel jár együtt, ami ronsolja a sejt finom szerkezetét. Mivel a biológiai anyagok hővezető képessége korlátozott, ilyen mértékű hűtés csak vékony rétegben (7-10 mikrométer) valósítható meg. A nagynyomású kriofixálóknál azonban már 100 mikrométer feletti vastagságban is lehet kriofixálni az anyagot. Ennek az a háttere, hogy a hűtéssel együtt alkalmazott nagy nyomás a tágulással járó fagyás ellen hat, így a vitrifikáció mélyebb rétegekben is megvalósulhat. A kriofixált anyagot továbbra is alacsony hőmérsékleten kell tartani ahhoz, hogy a kristályosodási folyamat ne induljon be. Az így fixált anyagokat krioultramikrotómmal, szintén alacsony hőmérsékleten metszhetjük is, hiszen a fagyott minta megfelelően kemény az ultravékony metszetek készítéséhez. A kriofixált anyagok további feldolgozása történhet freeze-substitution (fagyasztva helyettesítés) vagy freeze-drying (fagyasztva szárítás), freeze-fracture (fagyasztva törés) és freeze-etching (fagyasztva maratás) technikákkal is. A z előbb említett technikák mindegyike a hagyományos szobahőmérsékleten történő elektronmikroszkópia felé vezet, vagyis a folyamat során a minta előbb-utóbb felmelegszik. A freeze-substitution lényege, hogy egy programozott felmelegítés során a vitrifikált vizet oldószerre cseréljük ki. Az oldószernek még azelőtt kell teljesen kioldania vitrifikált vizet, mielőtt az átkristályosodás megkezdődhetne. Mivel azonban a felmelegedő minta struktúrája nincs rögzítve, a változások az oldószerben is többé-kevésbé végbemehetnek. Ezért a kicserélő oldószerbe gyakran fixálószerket is tesznek. A procedura továbbfejlesztéseként a beágyazás is elvégezhető már viszonylag alacsony hőmérsékleten, mivel rendelkezésre állnak olyan metakrilát gyanták, melyek UV fénnyel, alacsony hőmérsékleten is polimerizáltathatók. Az így előkészített anyag ezek után már szobahőmérsékleten metszhető, hagyományos módon kezelhető. A freeze-drying technika során a vitrifikált vizet vákuumban alacsony hőmérsékleten szublimáltatják el. Az így kapott minta beágyazható műgyantába, vagy akár scanning mikroszkópos vizsgálatokra is előkészíthető. A freeze-fracture technika lényege, hogy a lehűtött mintát eltörik. A törésvonalak a legkönnyebben szétváló felszíneken, gyakran membránfelszíneken, vagy magukban a membránokban futnak, így ezek a felszínre kerülve további kezelésekkkel jól vizsgálhatók. A vizsgálatokhoz először elszublimáltatják a felszíni vizet (ez a freeze-ething), majd vákuumban szén- és fémeket gőzölögtetnek a tört felszínekre. Az így létrehozott vékony hártya alól a mintát leoldva és transzmissziós elektronmikroszkópban vizsgálva jól tanulmányozhatók a különböző membránfelszínek és a bennük levő fehérjekomplexek. A kontrasztot a ferdeszögben párologtatott fémhártya árnyékhata hozza létre.

A krioultramikrotómia nemcsak a kriofixált minták metszésére szolgáló technika. Egyre gyakrabban alkalmazzák pl az immuno-elektronmikroszkópiában. A minákat szobahőmérsékleten fixálják, majd tömény cukoroldattal itatják át. Erre azért van szükség, mert így megakadályozható a minták hűtése során a jégkristályok kialakulása. Az így megfagyasztott minták krioultramikrotómban jól metszhetők, és felolvasztás után a gridekre rögzített metszetek aranyszemcsékkel jelzett antitestekkel kényelmesen jelölhetők, vagy egyéb citokémiai reakciók is elvégezhetők. A krioultramikrotómmal készített metszetek ugyanis az antitestek számára könnyen átjárhatóak, míg a műgyantába, különösen epoxi gyantába ágyazott metszeteknél a penetráció sokkal korlátozottabb.

A scanning elektronmikroszkópos vizsgálatokhoz a minta előkészítése a kezdeti lépések után eltér a transzmissziós elektronmikroszkópos preparálástól. A mintát fixálni és vízteleníteni kell, de ezután az oldószert el kell távolítani, és a mintát ki kell szárítani, hogy vákuumban egy vezetőképes fémréteget lehessen a felszínre gőzölni. A kiszárítást az ún. kritikus pont szárítás révén lehet a minta károsodása nélkül megvalósítani. A folyadék párolgása ugyanis a minta zsugorodásával, torzulásával jár együtt, ami annál jelentősebb, minél nagyobb a folyadék felületi feszültsége. Így a mintából a víz elpárologtatása okozza a legnagyobb torzulást, az alkoholé kisebbet és pl. a xilollal átitatott minta kiszárítása még kisebbet. A tökéletes megoldás a felületi feszültség nélküli folyadék elpárologtatása. A folyadékoknak van egy olyan nyomás és hőmérséklet által meghatározott pontja, amely felett a gőz és folyadék fázis nem különül el. Ez a kritikus pont. Ha a mintát a kritikus pont fölé visszük, megszűnik a benne levő folyadék felületi feszültsége, és károsító hatás nélkül elpárologtatható. Mivel a víz kritikus pontja olyan magas ($374\text{ }^{\circ}\text{C}$ és 221 bar) hogy a minta ettől károsodna, olyan anyagot kell keresni amelyik erre a célra jobban megfelelne. A folyékony széndioxid a leggyakrabban használt anyag, mert olcsó, és kritikus pontja alacsony ($31\text{ }^{\circ}\text{C}$, 74 bar). A víztelenített mintát

általában amilacetáttal itatják át, és így kerül a kritikus pont szárító készülékbe. Itt az amilacetátot folyékony széndioxidra cserélődik le, majd ha már az átitatás teljes a lezárt kamra nyomását és hőmérsékletét a kritikus pont fölé emeljük. A hőmérséklet fenntartása mellett a szelepet kinyitva, most már a minta károsodása nélkül eltávolítható a széndioxid. A kiszáritott mintára vákuumban vezetőképes fémréteget gözölnek és ezzel a mintaelőkészítés befejeződik.

Vizsgálati módszerek

Fénymikroszkópia

A világos látóterű, átvilágító fénnyel végzett vizsgálatok a legegyszerűbbek. Mivel a növényi minták a sejtfaltól eltekintve nem adnak kontrasztos képet, vagy festéssel, vagy valamilyen mikroszkópi kontrasztnövelő eljárással tudunk megfelelő információhoz jutni. A festetlen minták vizsgálatára a növénytában elsősorban a fáziskontraszt, és a Nomarsky féle differenciál interferencia kontraszt mikroszkópokat használjuk. A fáziskontraszt mikroszkóp feltalálása Zernike nevéhez fűződik, aki ezért Nobel díjat is kapott. Mikroszkópja a fény hullámelméleti megközelítésével értelmezhető. Zernike kimutatta, hogy a fényelnyelésben nem különböző, de vastagságukban, törésmutatójukban eltérő részletekkel bíró tárgyak (un. fázistárgyak) éppúgy diffraktálják a fényt, mint az előbbi un. amplitúdótárgyak, de a diffraktált sugarak, és a megvilágító fényből változatlanul továbbhaladó nem diffraktált (un. 0. rendű) sugarak képpontban történő interferenciája nem okoz sem fényerő növekedést, sem csökkenést (konstruktív illetve destruktív interferenciát). Ebből azt a következtetést vont le, hogy az amplitúdótárgyaktól eltérően, a képpontban a diffraktált sugarak se nem azonos (egész hullámhossz), se nem ellenfázisban (fél hullámhossz) találkoznak, hanem a kettő közötti fázissal (negyed hullámhossz) így sem erősíteni (világos részletek) se gyengíteni (sötét részletek) nem tudják a nem diffraktált (0. rendű) fényhullámokat, és ezért nem alakul ki kontrasztos kép. Elmélete igazolásául egy negyed hullámhossz eltolást hozott létre a diffraktált és nem diffraktált sugarak között, és a kép kontrasztja drasztikusan javult. A biológiában ez a módszer rendkívül népszerű lett, mert a festetlen élő sejtek tulajdonképpen fázistárgyak melyek hagyományos mikroszkópban alig vizsgálhatók. A fáziskontraszt mikroszkóp viszont rendkívül kontrasztos képet ad a sejtről. A módszer hátránya a technika elvéből következik, mivel a fáziseltolást okozó részletek, így a legkisebb szennyeződések, ujjlenyomatok is kontrasztosan jelennek meg a képen, ami már túl sok információt illetve zajt jelenthet. Ezért a fáziskontraszt vizsgálat gondos körülmények között, a képek értelmezése pedig némi szakértelmet, óvatosságot igényel. A fáziskontraszt képek viszonylag fényszegények, és attól függően, hogy negatív, vagy pozitív fáziskontraszt eljárással készültek, a tárgy részletek a szürke háttér előtt világosak, vagy sötétek attól is függően, hogy a közeghez (pl. citoplazma) nagyobb, vagy kisebb törésmutatóval rendelkeznek.

A Nomarsky-féle interferencia kontraszt mikroszkópok más elven növelik a minta kontrasztját. Alapelvük, hogy a szétválasztott és két úton vezetett fénysugár, ha azok különböző közegen haladtak keresztül újraegyesítésükkor fáziskülönbséggel találkoznak, és így interferálva amplitúdó illetve intenzitáskülönbséget okoznak. A Nomarsky-féle differenciál interferencia kontraszt (DIC, NIC) mikroszkópokban kettéválasztott, és egymásra merőlegesen polarizált fénysugarak haladnak át a tárgyon egymástól igen kis mértékben oldalirányban eltolódva. Mivel így a két sugár különböző részein megy át a tárgynak, közöttük fáziseltolódás keletkezik. Ezt az eltolódást mesterségesen tovább növelhetjük. A két sugarat újra egyesítve és azonos polarizációs síkba hozva, közöttük a fáziseltolódás eredményeként az intenzitást befolyásoló interferencia történik. Mivel a szétválasztott sugarak oldalirányú eltolása a mikroszkóp feloldó képességénél kisebb, a kép nem kettőződik meg az eltolás ellenére sem. Az így létrehozott kép domborműszerűen árnyékolt, kellemes világos és a kontraszt illetve akár színek is változtathatóak a két sugár fáziskülönbségének mesterséges változtatásával. A képek tetszetősségük ellenére óvatossággal értékelendők, mert pl. ugyanúgy gömbnek látszik a képen egy középpont felé sűrűsödő leapos cukorcsepp mint egy gömbölyű vakuólum. A DIC képek részletgazdagsága kisebb, ami sokszor előnyös is lehet, és a kontrasztnövelő hatása arányos a részletek méretével illetve törésmutatóbeli eltéréssel.

A polarizációs mikroszkópos technika egy különleges területe a biológiai képalkotásnak. Ezzel a technikával csak kettőstörő tulajdonságú anyagok vizsgálhatók. Ilyenek pl. az aszimmetrikus, rendezett molekulák illetve az aszimmetrikus kristályszerkezetek. A növények esetében ilyen a sejtfal a keményítő, és a kristályok jelentős része. A polarizációs

mikroszkóp tulajdonképpen molekulaszervezeti vizsgálatokra alkalmas készülék, de ha annál többet akarunk, minthogy világító objektumként tűnjenek fel a kettőtörő anyagok, komoly szakismeretre van szükség. Mindazonáltal a kettőtörő anyagok igen nagy kontraszttal történő megjelenítése önmagában is nagy előny.

A fluoreszcens mikroszkópia a leghatékonyabb, és legtöbbször alkalmazott módszer a mikroszkópi vizsgálatok között. A technika mind festési, jelölési, mind képalkotási szempontból igen fejlett és sokrétű. A jól kivitelezett technika igen nagy előnye, hogy sötét háttér előtt csak a jel látszik, ami nagy érzékenységet biztosít a hagyományos festési eljárásokkal szemben. Kötetekre tehető a különböző jelölőanyagok, próbák listája az immunfluoreszcens anyagoktól az ionszelektív festékeken és fluoreszcens analógokon át a molekuláris biológiai konstrukciókig, mint például a GFP, ami a sejtek által termeltetethető fluoreszkáló fehérje. A növényekben sok autofluoreszcens, vagyis jelölés nélkül is fluoreszkáló anyag van, mint pl. a klorofill, vagy sok másodlagos anyagcseretermék. Ez az autofluoreszcencia azonban legtöbb esetben hátrány, mivel nehéz elválasztani az autofluoreszcens jelet a tényleges jelöléstől. Mivel a fluoreszcens anyagok a gerjesztő fény hatására egy hosszabb hullámú fényt bocsátanak ki, a megvilágító fényforrásnak gazdagnak kell lennie a rövidebb hullámhossztartományú fénysugarakban. Leggyakrabban higanygőz lámpák szolgálnak fényforrásul, és a vizsgálandó anyag gerjesztési és emissziós spektruma alapján szűrők kombinációjával biztosítjuk, hogy csak a számunkra fontos jel jusson el a szemünkbe vagy a fényképezőgéphez. A fluoreszcens képek rendkívül informatívak lehetnek, de csak a vékony metszetekről kaphatunk részletgazdag képet. A mikroszkóp mélységelességénél vastagabb mintákból az éles tartományon kívülről érkező homályos fény ugyanis nagyon lerontja a képminőséget. Ennek kiküszöbölésére is alkalmas az egyre inkább terjedő konfokális lézer scanning mikroszkóp (CLSM). Ez a készülék lézersugarakkal pontról pontra tapogatja le a mintát, és a detektorba csak egy kis térfogatról (konfokális pont) érkezik a jel. Ez a pásztázó módszer biztosítja, hogy vékony optikai szeletek készíthetők egy vastag mintából is, és az előtte, mögötte levő világító részek nem kerülnek a képre. Természetesen több optikai szelet is készíthető különböző mélységben, így térbeli rekonstrukció is végezhető. A térbeli képek megjelenítésére vagy mélységi szinkódolást alkalmazunk, vagy sztereó képként jelenítjük meg őket. Mivel a fluoreszcens képek egy adott jel tekintetében monokrómok az ún. anaglyph megjelenítés nagyon elterjedt módszer. Ilyenkor a sztereólátásnak megfelelően, a két szemünknek szánt kissé más projekciójú képet vörös illetve zöld színben egymás fölé nyomtatjuk. Egyik szemünk elé vörös a másik elé zöld szűrőt helyezve mindkét szemmel csak a neki szánt képet látjuk, és kialakul a térérzet. Az optikai szeletek egymásra vetítésével pedig egy „végtelen” mélységelességű felvételhez jutunk.

Elektronmikroszkópia

Az elektronsugarak rövid hullámhosszuknak megfelelően a fénynél jóval nagyobb feloldóképességgel rendelkeznek. A transzmissziós elektronmikroszkópok a fénymikroszkóppal összevethető felépítésűek. Fényforrásként egy elektronokat kibocsátó katód, és az elektronokat nagy pozitív feszültségével felgyorsító anód együttese szolgál. A z elektronsugarakat elektromágneses lencsék fókuszálják, megtalálhatók a megvilágító kondenzorlencsék, az objektív és a képet a fluoreszkáló ernyőre vetítő projektor lencse is. Mivel az elektronsugár kis áthatolóképességű, a mintának nagyon vékonynak (50-100 nm) kell lennie, és az egész mikroszkópban vákuumot kell fenntartani. A kép azáltal jön létre, hogy a mintára vetített elektronok egy részét a nehéz atommagok eltérítik, így azok nem vesznek részt a képalkotásban. A kép tulajdonképpen egy árnyképhez hasonló, a nagy rendszámú elemeket felhalmozó részek sötét árnyékként jelennek meg a felvételen. Ezért olyan fontos a minta kontrasztosítása, nagy rendszámú elemeket tartalmazó vegyületekkel történő festése. A jól festődő részek a sötét, ún. elektrondenz területek. Természetesen a hagyományos „festésen” kívül többféle hisztokémiai reakció, antitestekhez kötött aranyszemcsékkel történő immunjelölés is lehetséges. Mivel az elektronmikroszkópos metszetek igen vékonyak, a térbeli helyzet elképzelése nem egyszerű. Amikor például több sejtmagot látunk a képen, könnyen lehet hogy az csak egy U alakban meghajolt sejtmag lebenyeinek megfelelő metszete. Ugyanígy, óvatossággal kell kezelni ha egy vakuólumban találunk egy másik organellumot, mert lehet, hogy csak belenyomódik és a metszet ebben a síkban történt. Általában elmondható, hogy a membránok lefutásának, számának megfigyelése sokat segíthet az ilyen topológiai problémák megoldásában. Érdekes megismerni a gyakori műtermékeket, mint pl. filamentumok összecsapzódása, membránok elválása, csőszerű képletek belapulása stb., hogy kritikusan értékelhessünk egy elektronmikroszkópos felvételt. Hasznos a nagyítás mértékének az ismerete, vagy a még kényelmesebben kezelhető adott méretű, a fotón gyakran feltüntetett bar. összevetése a struktúra méretével. Szintén nagy segítség, ha ismerjük néhány sejtorganelum méretét és azt a nagyítással összevetjük. Néhány sejtalkotó átlagos hozzávetőleges mérete:

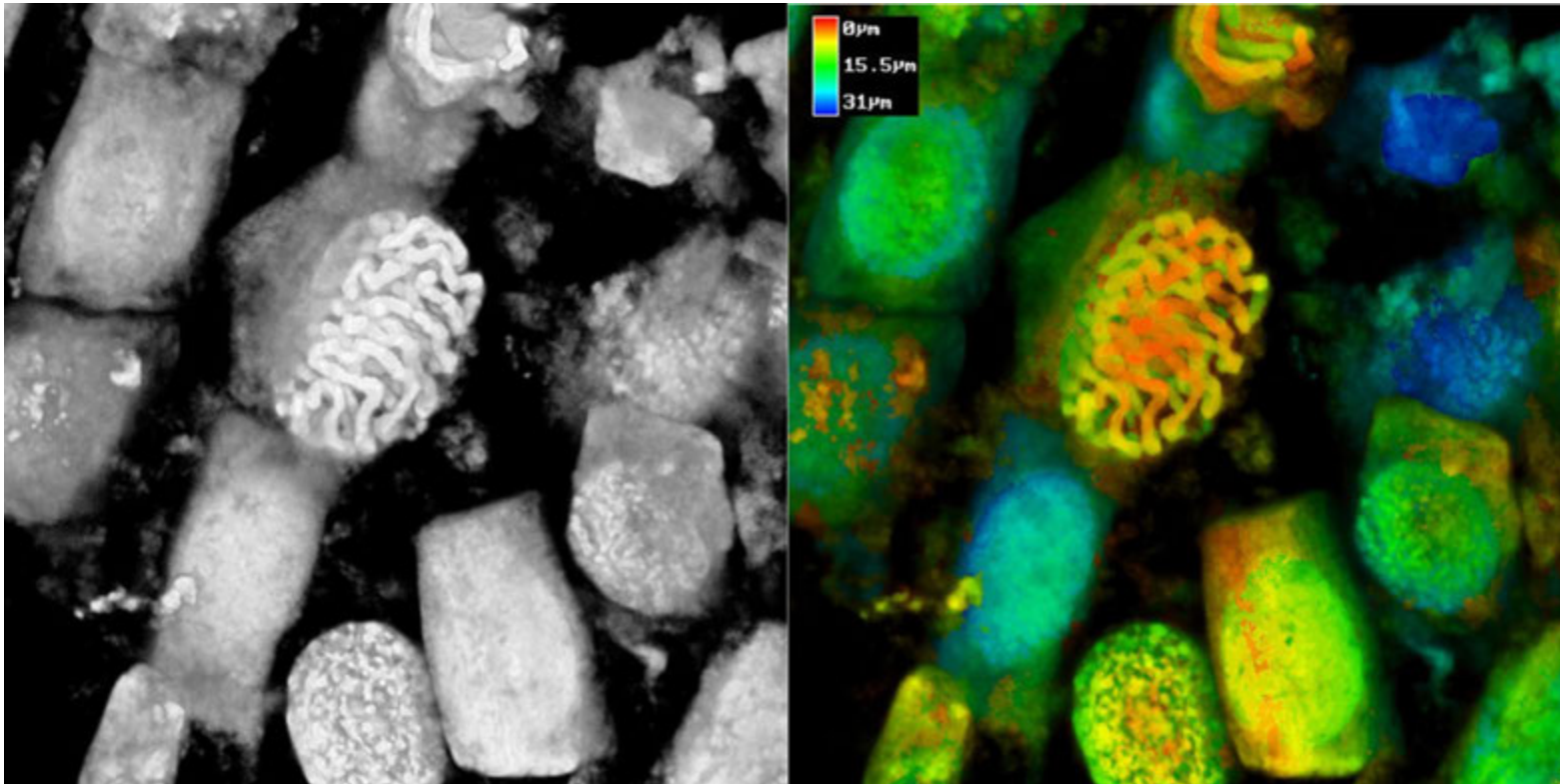
- sejtmag kb. 10 μm

- kloroplasztisz kb. 5 μm
- mitokondrium kb. 2 μm
- peroxiszóma kb. 1 μm
- proplasztisz kb. 0,5 μm
- riboszóma kb. 25 nm
- membránok vastagsága kb. 10 nm

A scanning (pásztázó) elektronmikroszkóp a felület elektronsugárral való letapogatásával és az így kiváltott jellel alkot képet. A jel, amit mérünk a detektorral, lehet a mintából ionizáció révén kilőtt elektron (szekunder elektron), a belőtt elektronok visszaverődése (visszaszórt elektronok), kiváltott fluoreszcencia, röntgen sugárzás stb. A biológiai scanning elektronmikroszkópok általában a szekunder elektronok detektálásával működnek, ami csupán a felszíni rétegből kerül a detektorba. Ez jó feloldású, fényerős, anyagminőségtől független képet ad a felszín mintázatáról. Mivel a mintát elektronsugárral pásztázzuk, és a biológiai minták nem jó vezetők, a minta felületét igen vékony vezetőképes réteggel kell bevonni. A minta nem tartalmazhat párolgó anyagokat, mint pl. vizet, mivel a mikroszkópban nagy vákuum van, és a párolgás torzítaná a mintát. Az utóbbi időben azonban egyre jobban terjednek azok az un. alacsony vákuumú, környezeti, vagy natural SEM (Scanning Elektron Microscope) berendezések, melyekbe a mintát víztelenítés, és vezetőképes felületi réteg nélkül, gyakorlatilag természetes állapotban lehet vizsgálni. Ezeknek a mikroszkópoknak a mintaterében a vákuum gyenge, és a detektálás a nagyobb energiájú visszaszórt elektron révén történik. Az elektronoszlopban a vákuum itt is nagy, így a megvilágító elektronoknak csak kis utat kell megtenni gyenge vákuumban. Itt ionizálják a levegőmolekulákat, és a keletkező pozitív töltésű részecskék a mintára csapódva semlegesítik azok negatív töltését. Ez az oka, hogy a minta nem töltődik fel. Az alacsony vákuum miatt pedig nincs szükség a minta víztelenítésére. Természetesen a NSEM kép elmarad a nagy vákuumban bevonattal ellátott mintáról készült kép minőségétől, de kisebb nagyítások (néhány ezerszeres) esetén a minőségromlás nem jelentős. A scanning elektronmikroszkópok képe nagyon jó térérzetet kelt, mivel a ferde detektálás miatt árnyékolt a kép. A nagyításhoz képest a feloldóképesség, és a mélységélesség is messze meghaladja a fénymikroszkópokét, ami a képek hatását tovább növeli.

Természetesen ebben az összefoglalóban nem törekedtünk a teljességre, csupán egy alapot kívántunk adni a mikroszkópi képek megértéséhez. A mikrovilág megismeréséhez, a mikroszkópi képek tudományos szintű megértéséhez sok képet kell megnézni. Reméljük, a következő felvételek élvezetes bepillantást engednek a növényvilág részleteibe.

2. fejezet - Képgyűjtemény

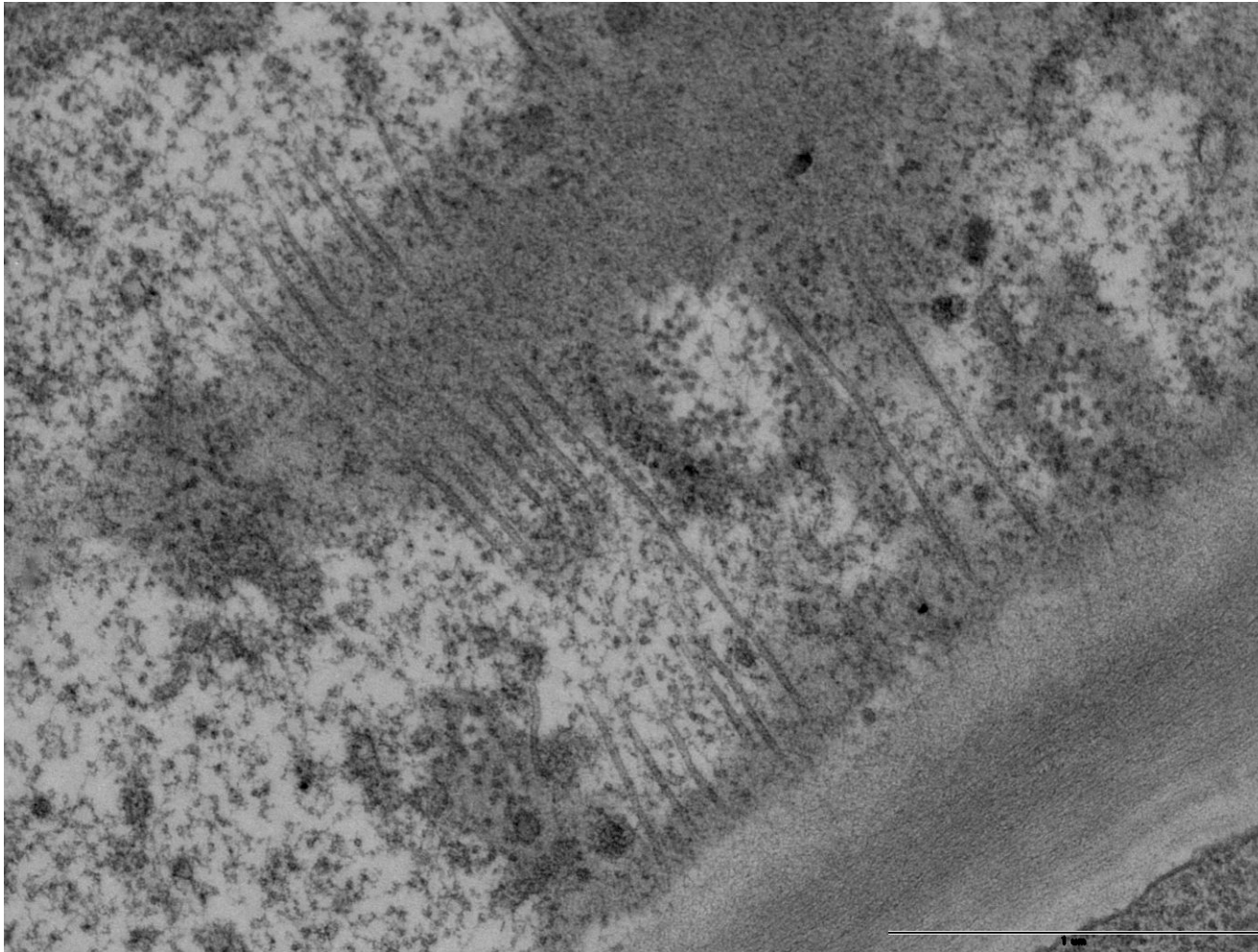


Hagyma (*Allium cepa* L.) gyökércsúcs mitótikusan osztódó sejtje konfokális lézerszkennelési mikroszkópban. A profázisos sejtmagban a kromoszómák spiralizációja előrehaladott állapotú, de a kromoszómák még nem rendeződtek az ekvatoriális síkba, ami a metafázisba történő átmenet ismérve. Együtt még kijelölik a valamikori sejtmag alakját. A preparátum acridine orange festéssel készült. A mitózis további lépéseiben tovább kondenzálódva beállnak az ekvatoriális síkba, majd a pólusokra vándorolnak. Despiralizációjuk és a maghártya újbóli kialakulása után az új sejtmagban fognak működni.

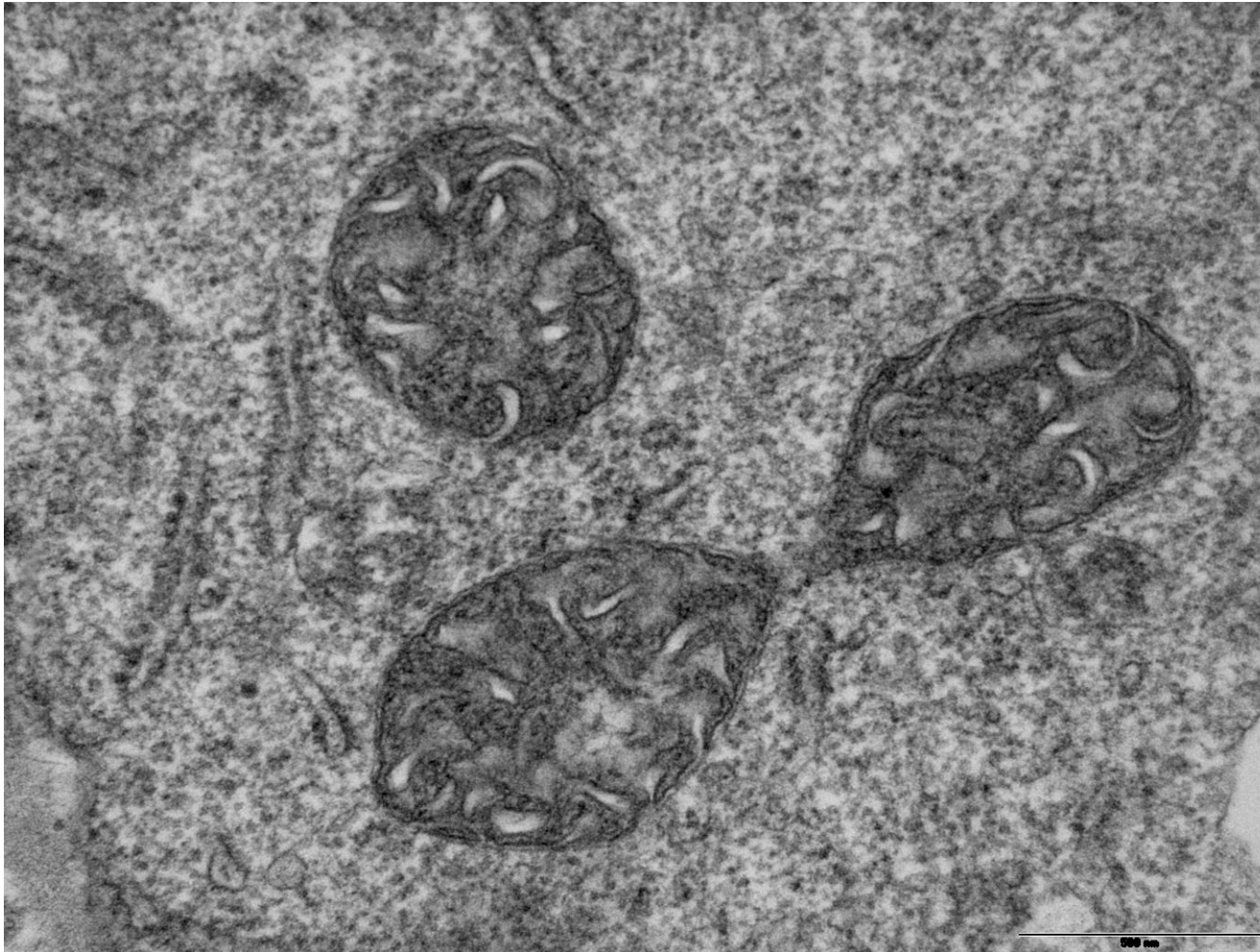
A jobb oldali képen az előzőképnél több információ áll rendelkezésre, mivel a kék-vörös skála átmenete a mélységélesség két szélsőértéke közötti tartománynak megfelelően színesen rajzolja ki az egyes részletek térbeli pozícióját. Természetesen a kép színeinek semmi köze a mikroszkópban látott fluoreszcenciához, ezek csak a számítógép által a megfelelő adatokhoz rendelt színek. Segítségükkel viszont egyértelműen megítélhető az adott részlet relatív helyzete a többihez képest.



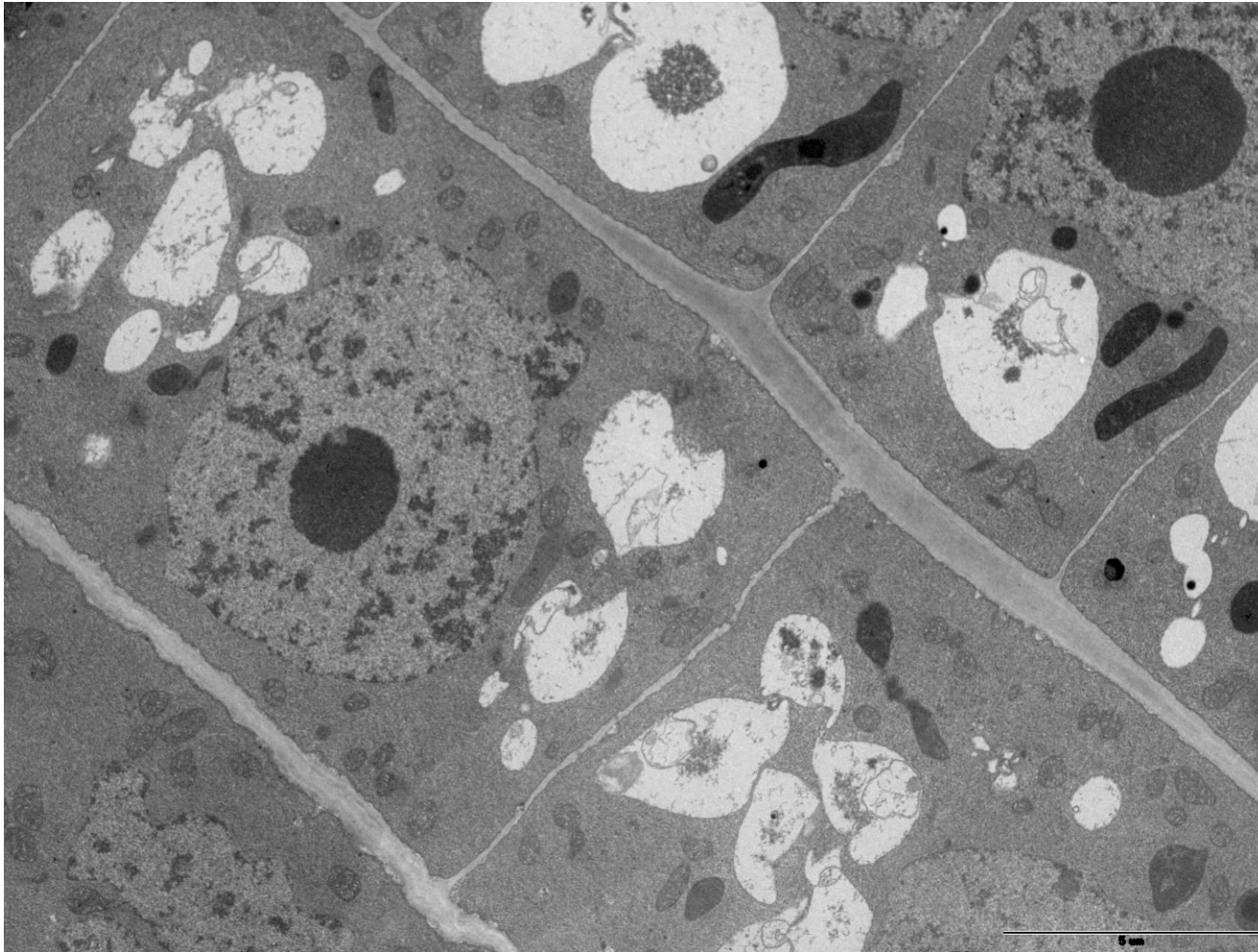
Növényi Golgi készülék jellegzetes képe kukorica (*Zea mays*) gyökeréből készült metszeten. A Golgi készüléken, mint erős polaritást mutató sejtorganelumon, jól látszik a cisz- és transz oldal különbsége, ami a ciszternák alakbeli, vastagságbeli és denzitásbeli különbözőségében egyaránt megmutatkozik. Megfigyelhetők a ciszternák pereméről lefűződő vezikulák, melyek anterográd transzporttal a plazmamembrán és a vakuolum felé szállítódnak, illetve retrográd transzporttal az endoplazmás retikulum felé is szállíthatódnak. A Golgi közelében durva felszínű endoplazmás retikulum és mitokondriumok láthatók.



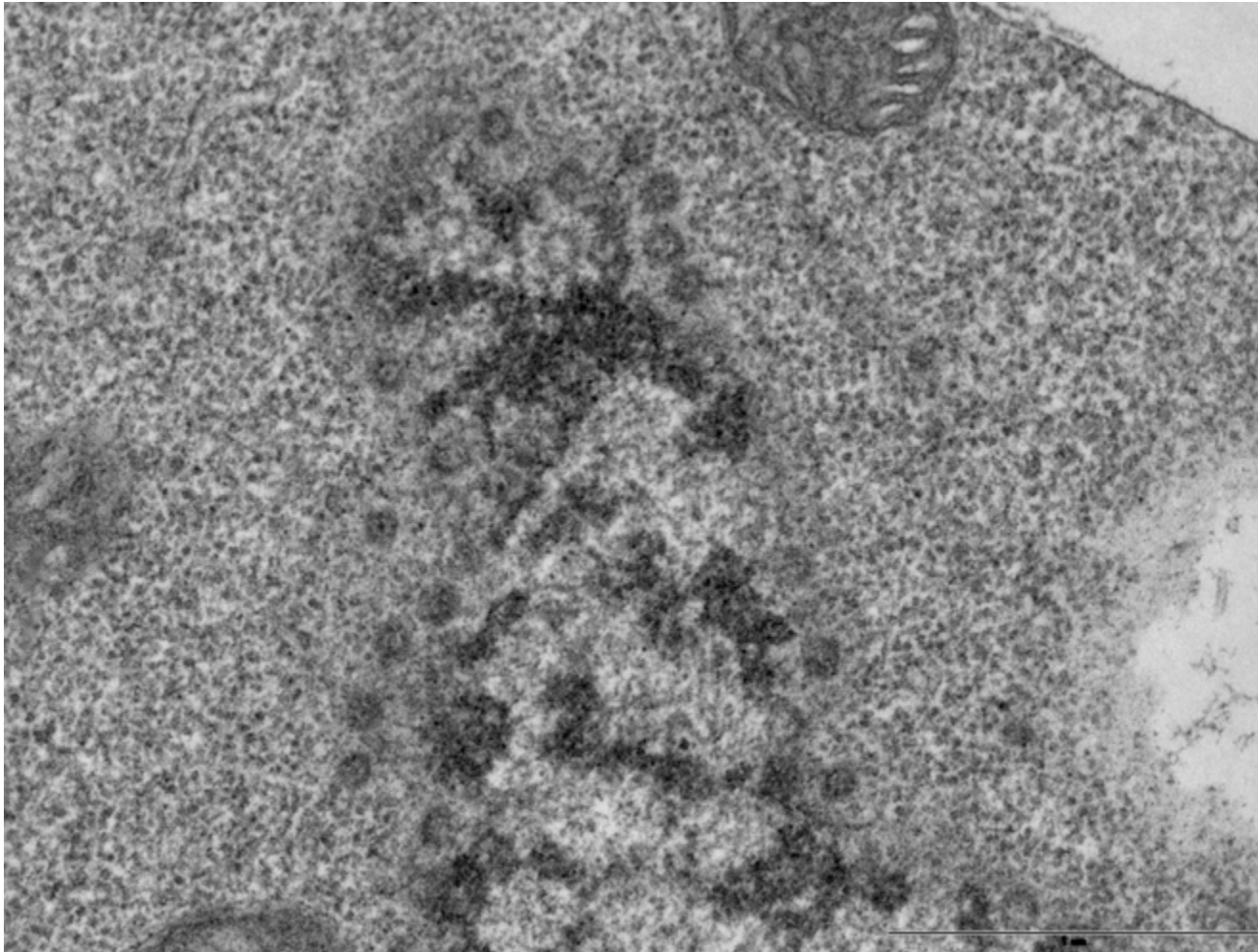
Kortikális mikrotubulusok napraforgó (*Helianthus annuus*) gyökér sejtjében. A sejtfall szintézisé szervezésében és az odairányuló anyagtranszportban komoly szerepet játszanak a kortikális mikrotubulusok. A sejtfallal csaknem párhuzamos metszési síkban a mikrotubulusokat is hosszmetsetben látjuk. A sejtfall közvetlen közelében és a kép középső részén a szürkés tónusú területek a plazmamembrán részletei (csaknem a felületével párhuzamosan metszve). A kortikális mikrotubulusok határozzák meg pl. a cellulózsintetizáló rozetta enzimek mozgását a plazmamembránban.



Osztódó mitokondriumok napraforgó (*Helianthus annuus*) gyökér sejtjében. Mint szemiautonom sejtorganelum, a saját DNS-el és fehérjeszintetizáló apparátussal rendelkező mitokondrium képes osztódva megsokszorozódni. A sejt energetikai igényeihez igazodva a számuk nőhet, illetve csökkenhet a sejtben. A nukleáris genom felügyeli az osztódási folyamatot, ami a megfelelő számú mitokondrium meglétét biztosítja.



Merisztémasejtek napraforgó (*Helianthus annuus*) gyökérben. A vékony sejtfal, a viszonylag nagy sejtmag és a kismértékű vakuolizáció egyaránt a még kevésbé differenciált állapotra utalnak. A sejtmagban a magvacska megnövekedett mérete és a denz citoplazma az intenzív fehérjesszintézist jelzik. A balról jobbra lefutó hosszanti falak vastagabbak, de bennük igen kevés a plazmodezma. A plasztiszok a proplasztisz és leukoplasztisz állapot közötti, kevésbé differenciált állapotban vannak.

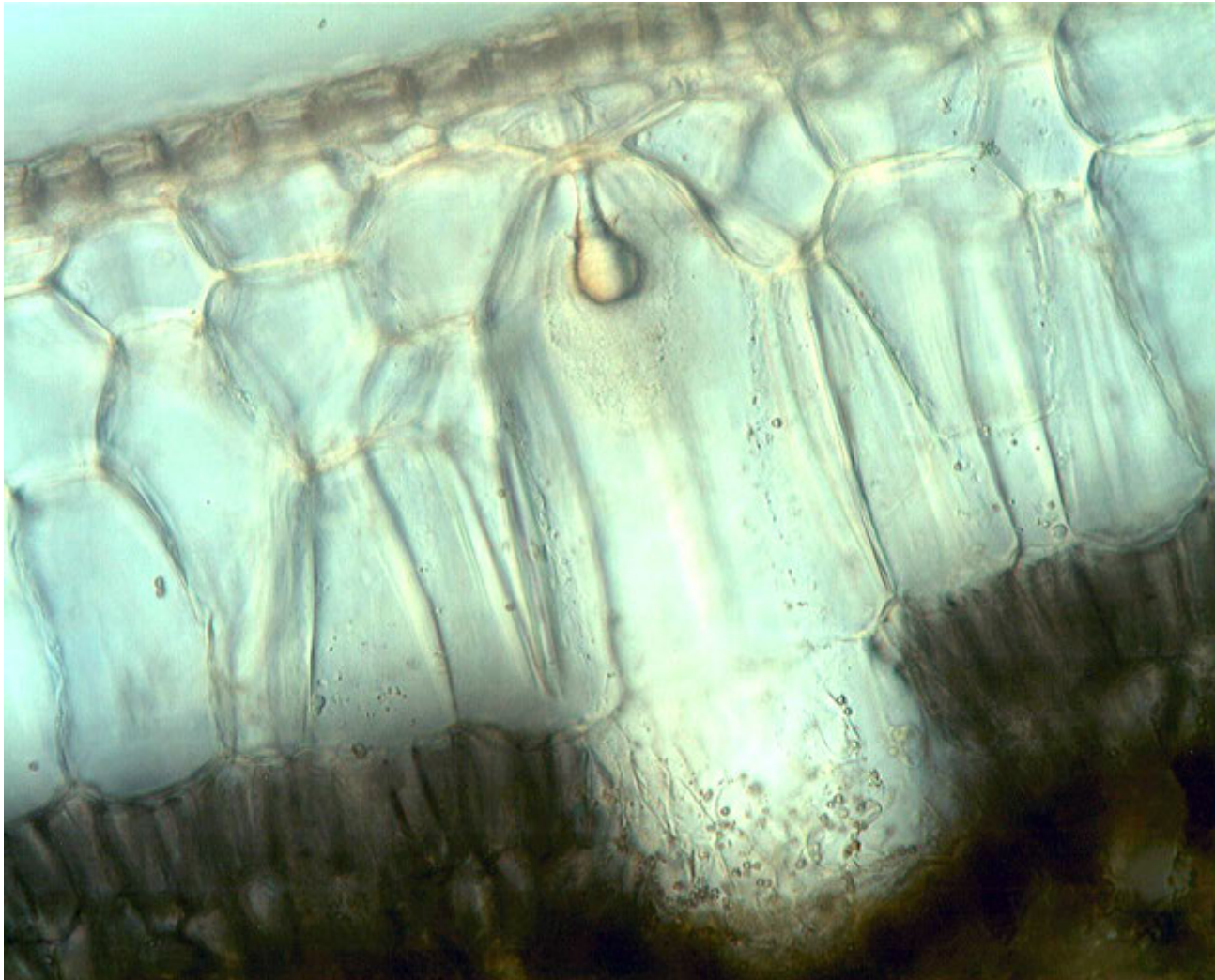


Napraforgó (*Helianthus annuus*) gyökér sejtjében magpórusok. A sejtmagot burkoló kettős membránon nyílásokat, pórusokat találunk. A képen a sejtmag felszínével csaknem párhuzamos metszési síkban a pórusok felülnézetben láthatóak. A karioplazma világosabb mint a citoplazma, és a perifériális kromatin állomány, amely belülről helyenként kapcsolódik a belső membránhoz, szintén jól elkülöníthető. A magpórusok kerek foltocskákként látszanak. Némelyiken a perifériális partikulumok és a központi rész is elkülöníthetők.



Kaucsukfűge (*Ficus elastica* L.) cisztolith levél keresztmetszetben. A vastag, bőrnemű levelű kaucsukfűge levél kalcium karbonát kristályokat tartalmaz. Ezek a vastag falú epidermisz alatti hipodermális rész nagy idioblasztjaiban láthatók. Speciális módon, az epidermisz felőli oldalon egy kallóz nyél alakul ki, és erre rakódik rá a glikoprotein

membránnal borított kristály. Az eltérő lokális növekedés miatt szőlőfürtszerű kristálytest alakul ki a nyélen. A kristály mérete függ a levél korától és a külső körülményektől is. Nem ritka, hogy nagy, hengeres megjelenésű kristályok vannak az idioblasztokban.



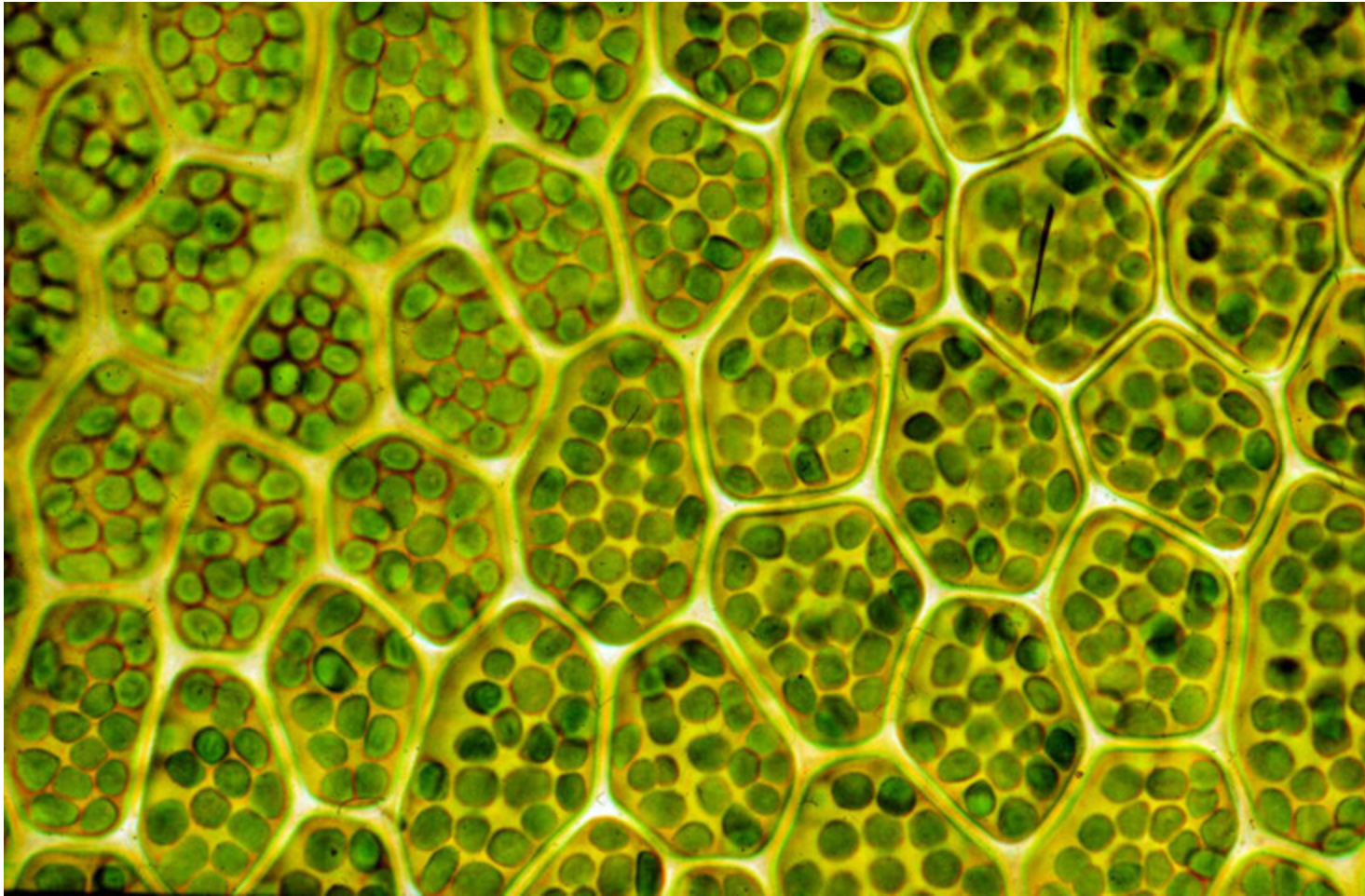
Kaucsukfűge (*Ficus elastica* L.) levelében kristály helye egy idioblasztban. Az előző képen látható kalcium karbonát kristály sósavas elbontása után az üres idioblaszt maradt vissza az epidermisz alatti hipodermális rétegben. Az idioblaszt külső tangenciális faláról benyúló, bunkó alakú nyél körül még mindig látható a valamikori kristályt borító

glikoprotein membrán. A karbonátos kristály oldódásakor szén-sav keletkezett, aminek bomlásából széndioxid buborékok váltak ki. Ezek később eltávoztak a növényi mintából. A hipodermális rész alatti sötétebb terület a kloroplasztiszokat tartalmazó mezofillum oszlopos parenchimája.

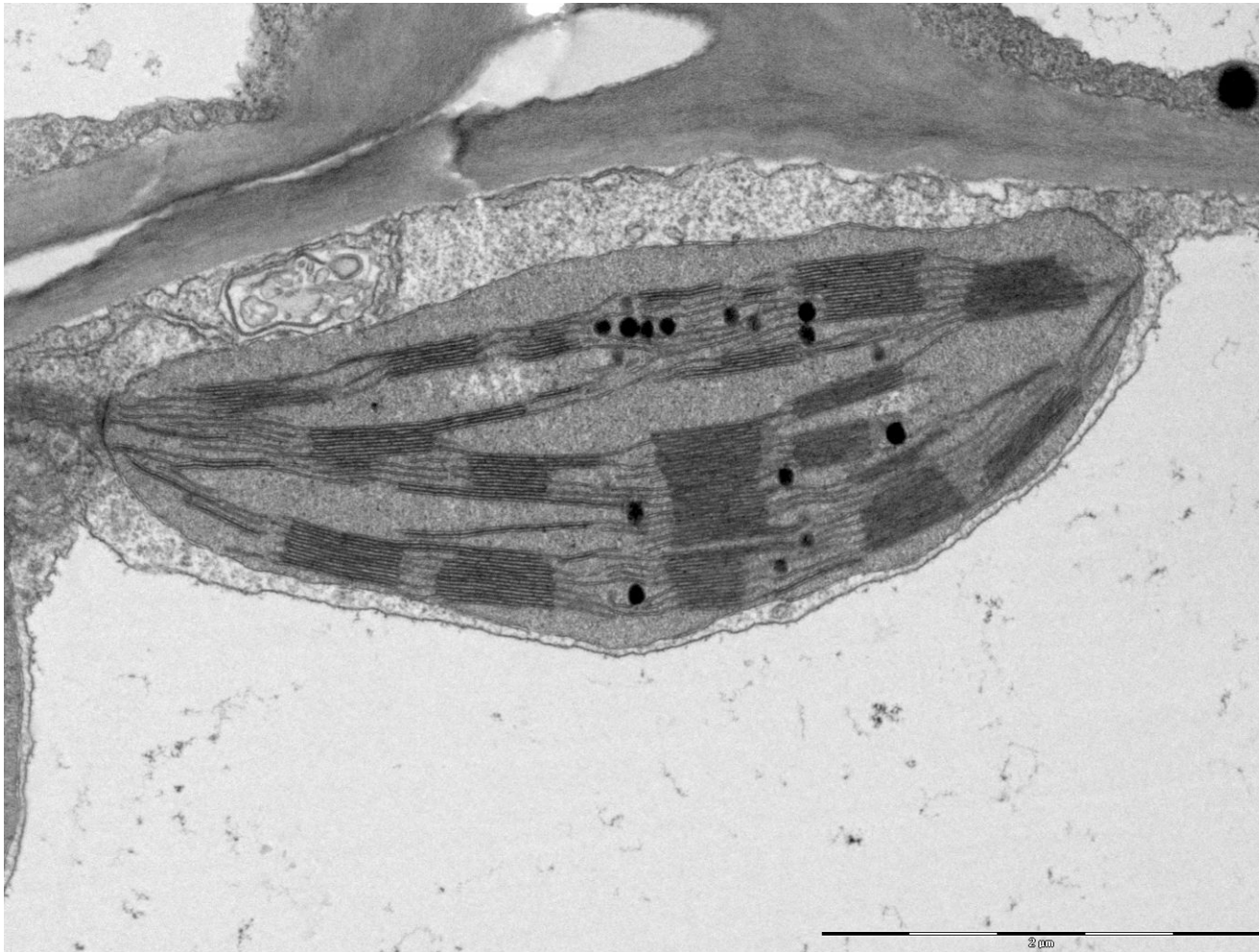


Vöröshagyma (*Allium cepa* L.) epidermisz nyúzata eozinnal megfestve. Az eozint felveszik az élő sejtek, így megfestik annak alkotóit, főként a citoplazma és a sejtmag festődik piros színűre. Figyelmesen megnézve látszik, hogy a sejtfal nem festődött, csak a sejtfal melletti citoplazma rétege. A központi helyzetű, igen nagyméretű sejt nedv

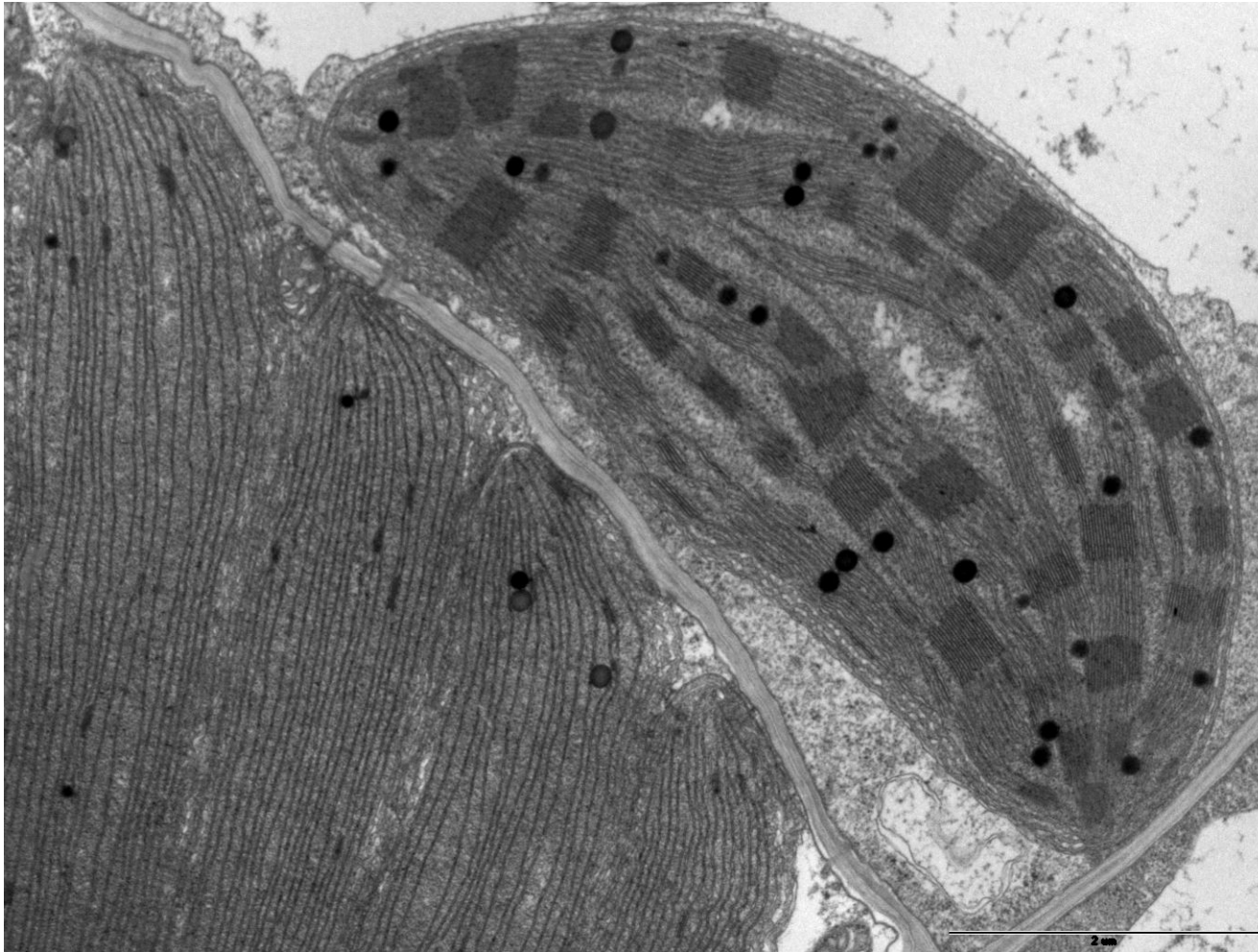
vakuólumban szintén nincs festék felhalmozódás. A piros sejtmagokban 2-4 sejtmagvacska figyelhető meg. A növényi sejt magjában nem ritka, hogy egynél több sejtmagvacska fordul elő.



Lombosmoha (*Mnium sp*) levelének mikroszkópos képe. A mohák többségének nagyon egyszerű felépítésű levele (levélkéje) van. Gyakran csak egyetlen fotoszintetizáló sejt sor alkotja, ezért natívan is könnyen vizsgálható a mikroszkópban. A sejtek itt egyformák, nem látható közöttük differenciálódás. Mindegyikben sok zöld színtest figyelhető meg. A nagyon egyszerű, egysejtrétegű levél felépítés miatt a gázcsere megoldható külön erre szolgáló struktúrák nélkül is, ezért a lombosmohák többségénél nem találunk gázcsere nyílásokat.



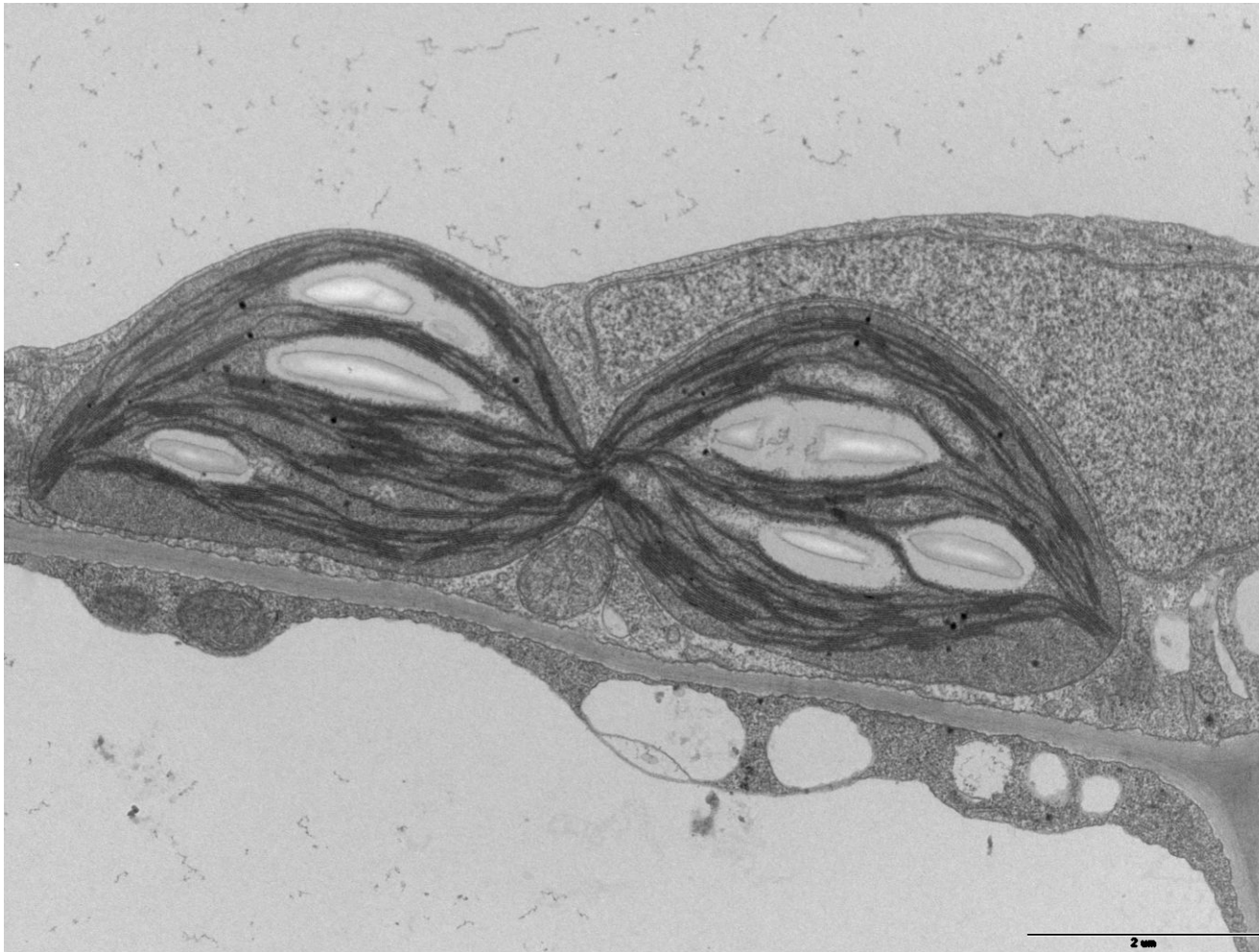
Festő buzér (*Rubia tinctorum*) kloroplasztisza. Fotoszintetizáló, mezofillum sejtek kloroplasztiszaiban történik a fényenergia kémiai energiává alakítása. A fotoszintézis fényszakaszanak reakciói a kloroplasztisz fejelett, a sztrómába ágyazódó endomembrán rendszeréhez kötődnek. A gránum és sztróma thilakoidok jól elválaszthatók. A sötét szakasz enzimeit a sztrómában vannak. Ebben a viszonylag fiatal kloroplasztiszból a plastoglobulusok kicsik, elektronrendek. A képen látható plasztiszból két nukleoid rész került a metszési síkba.



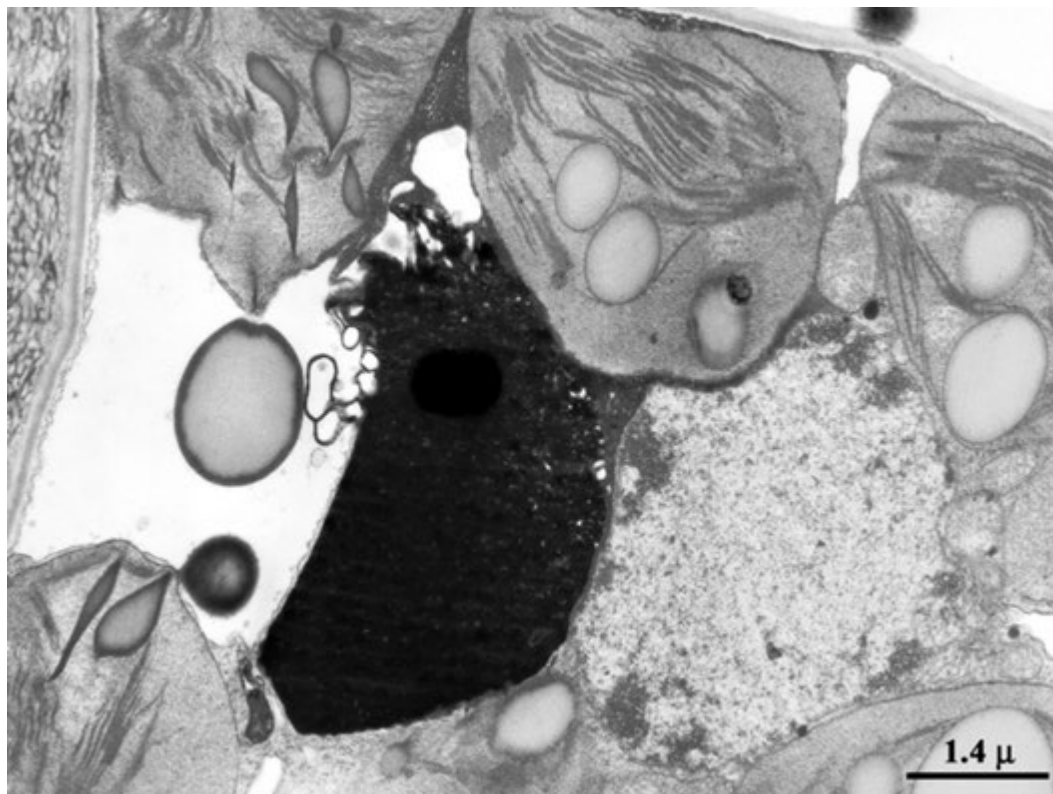
Kukorica (*Zea mays*) mezofillum és nyalábhüvely sejtjeinek részlete. A kukorica, mint C4-es növény, speciális fotoszintézissel rendelkezik. Ennek megfelelően eltérő plasztisz szerkezet van a kétféle érintett sejtípusban. A mezofillum sejt gránumos plasztiszában megy végbe a fotoszintézis lépéseinek kezdete. Anyag és energia transzport a feltétele annak, hogy a nyalábhüvely gránum nélküli sejtjeiben a további lépések végbemehessenek, így végül cukor képződjön. A transzport a két sejtípust összekötő plazmodezmákon át megy végbe.



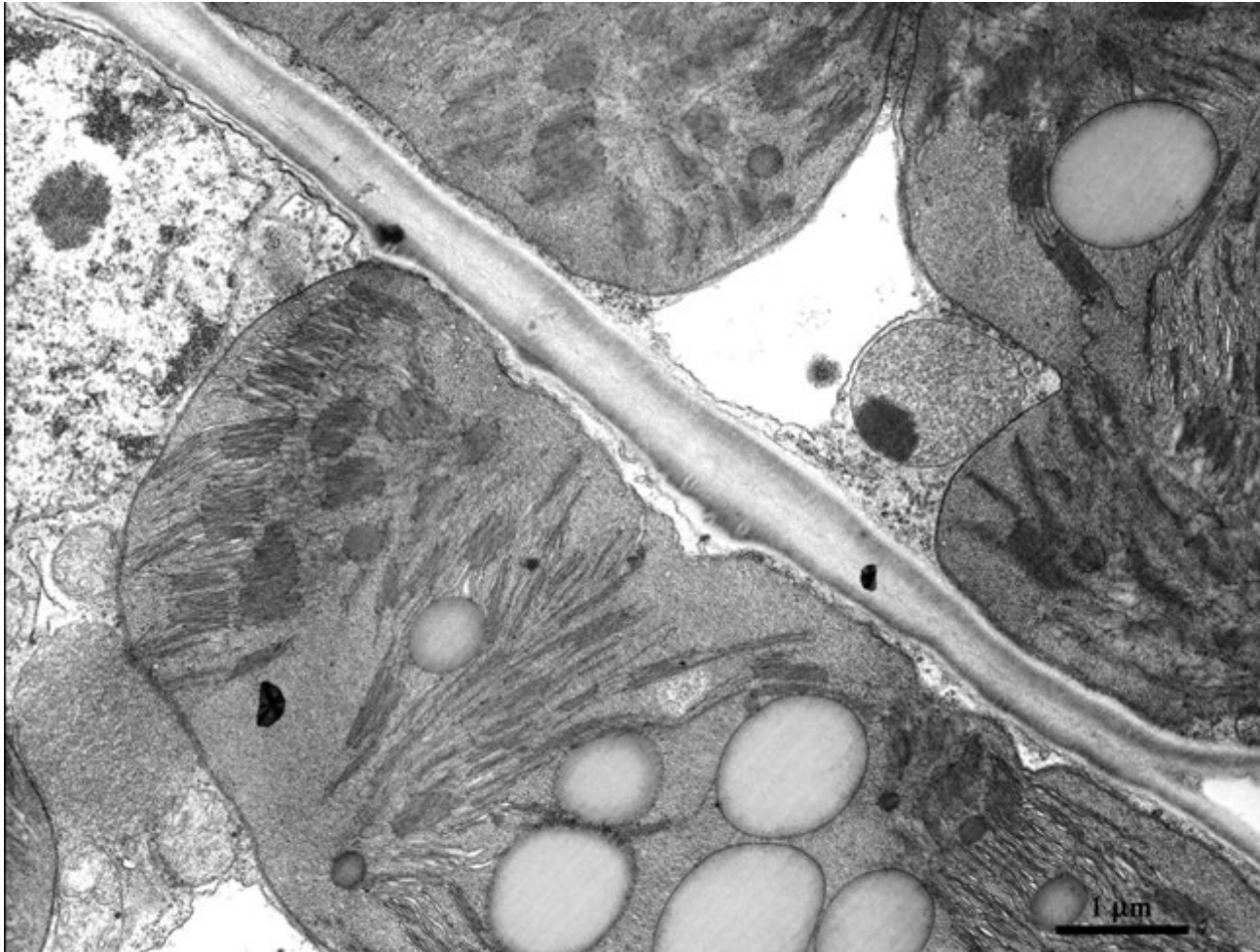
Peroxiszóma és kloroplasztisz lúdfű (*Arabidopsis thaliana*) levelében. A kloroplasztisz és a peroxiszóma szoros biokémiai együttműködése a sejten belüli elhelyezkedésükben is tükröződik. A kb. 5-10 mikrométer méretű plasztiszból csak részletet látni a képen, hogy a jóval kisebb (0,5-1 mikrométer) átmérőjű peroxiszóma is megfelelő nagyításban látható legyen. A két sejtorganellum szorosan egymás mellé rendeződik, membránjaik között néhány nanométer csak a távolság. Ez segíti a közöttük végbemenő transzportot. Különösen szoros ez a kapcsolat stressz esetén, amikor a sejt anyagcseréje sokkal intenzívebb.



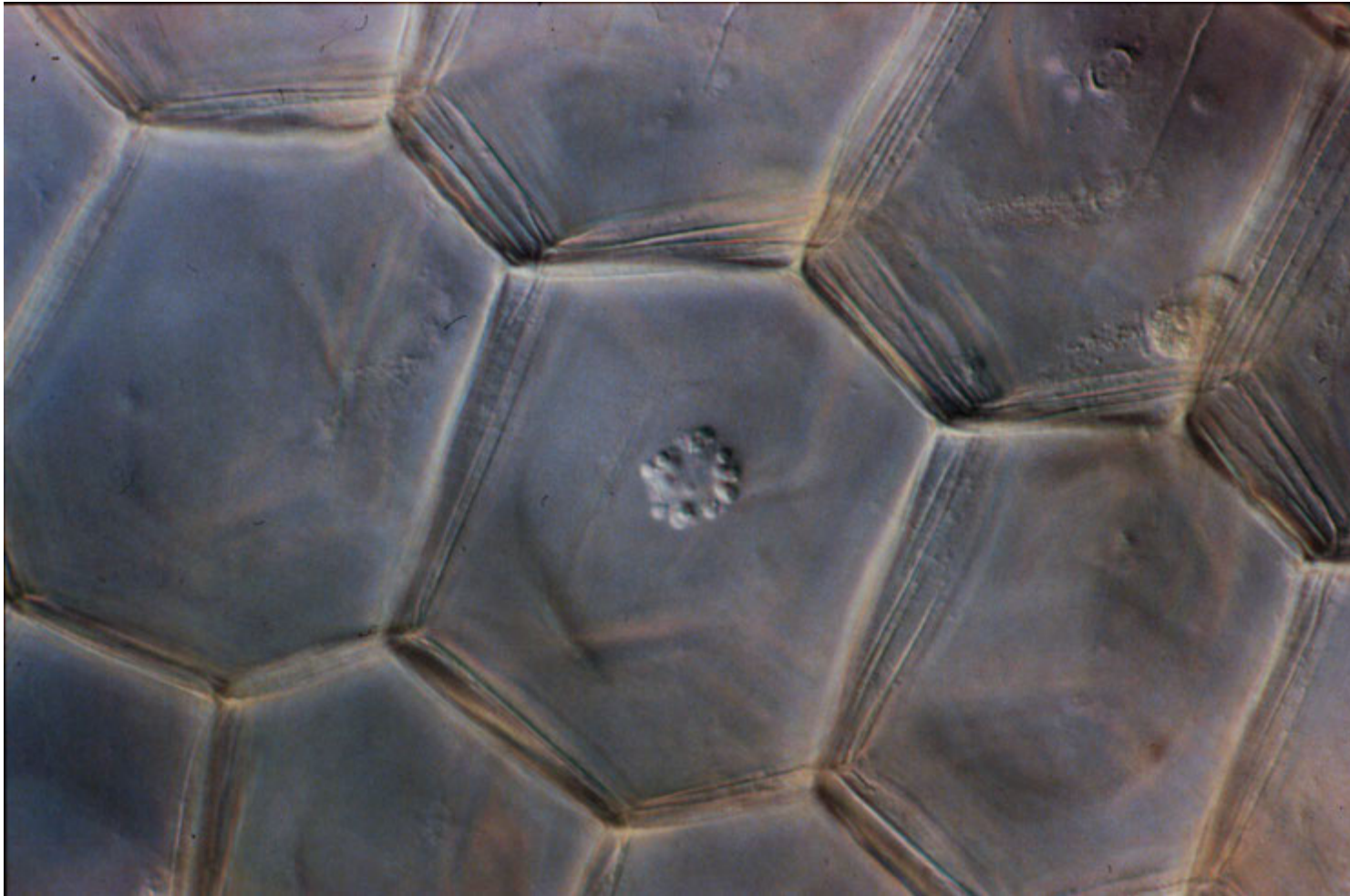
Osztódó plastiszok lúdfü (*Arabidopsis thaliana*) levelében. A fotoszintetikus kapacitás és a sejt szükségleteinek összehangolása a sejtmag és a plastisz genom együttműködésének eredménye. Ennek egyik útja a plastiszok számának, az osztódásnak a szabályozása. A már teljesen kialakult plastiszok a baktériumokhoz hasonlóan kettéfűződnek. Az ezt kivitelező mechanizmus plastisz és magi kódolású komponenseket egyaránt tartalmaz.



Gerontoplasztiszok nagylevelű hárs (*Tilia platyphyllos*) öregedő leveléből. A levélhullás, az őszi lombszíneződés látványos jelenség. Kevésbé ismert, hogy a szenescencia, az öregedés már akkor megindul, amikor a levelek még zöldek. Ilyen levelekben már nem tipikus kloroplasztiszok vannak, inkább a gerontoplasztisz jelleg dominál. A kedvezőtlenre forduló időjárás megindítja a degradatív folyamatokat, melyek apoptózisszerűek. Ennek a folyamatnak része a plasztiszok anyagainak és szerkezetének leépülése is. Ebben a még zöld, kora őszi levélben a plasztoglobulusok mérete, denzitása, száma és a tilakoidok rendezetlensége jelzi az öregedést, amit a sejtmag perifériális kromatin kondenzációja is mutat. A vakuolumban denz tannin kicsapódás látszik, valamint a plasztiszokból kilépő lipidcseppek. Ez utóbbiak lebontása (glükoneogenezis) és a sejtekben később fellépő erős proteáz aktivitás a majdan lehulló levélből történő anyagviasszamentésnek az alapja.



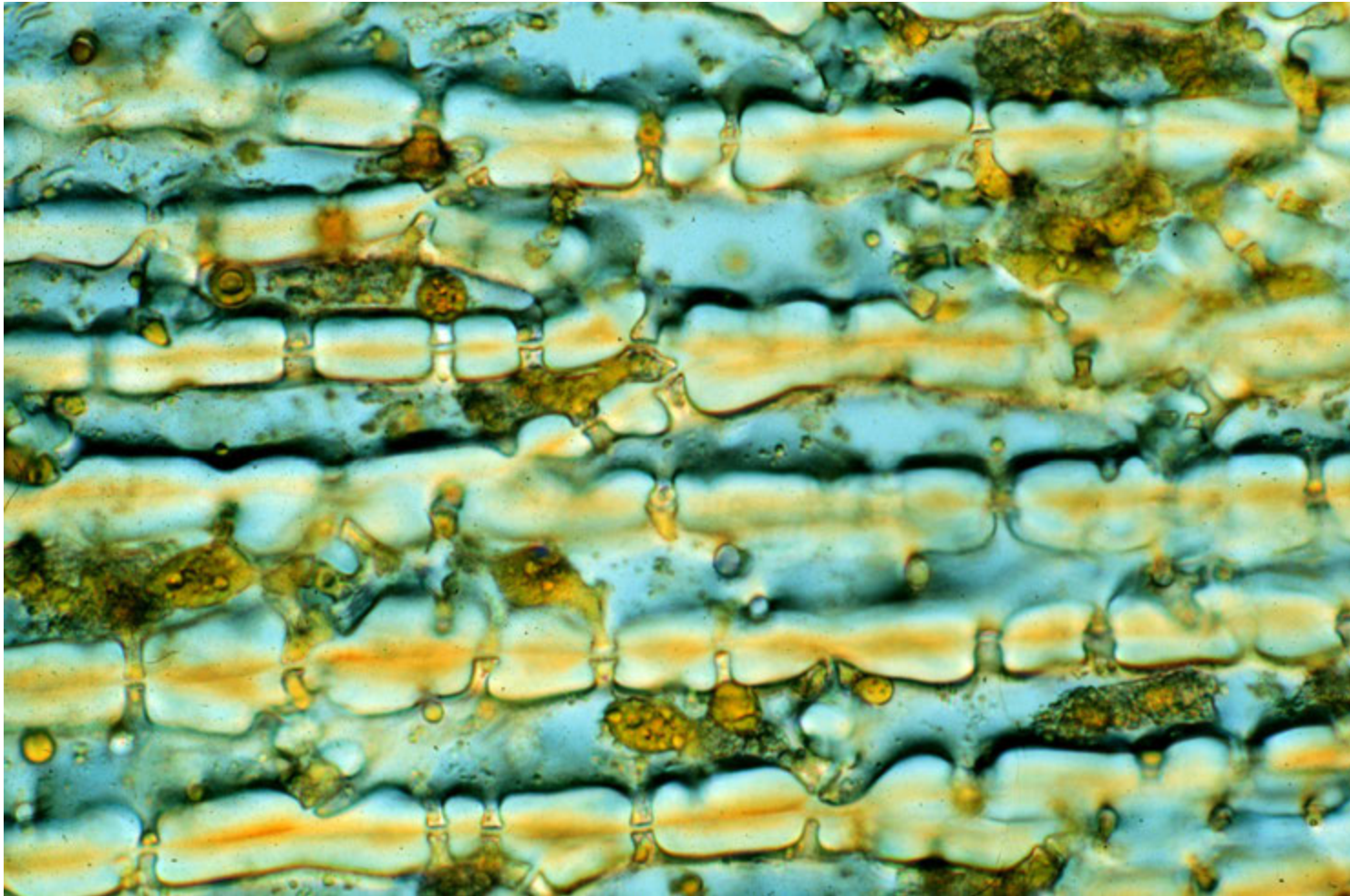
Gerontoplasztiszok nagyobb nagyítással nagylevelű hárs (*Tilia platyphyllos*) öregedő leveléből. Az szenescens, lassan széteső sejtben a plasztiszok alakja, rendezetlenebb belső szerkezete jelzi a változásokat. A sejt többi komponense, bár még kevésbé látványosan, de szintén mutat elváltozásokat. Különösen a sejtmag belső szerkezete jellegzetes, a karioplazma szinte kiürült, denzitása jelentősen csökkent.



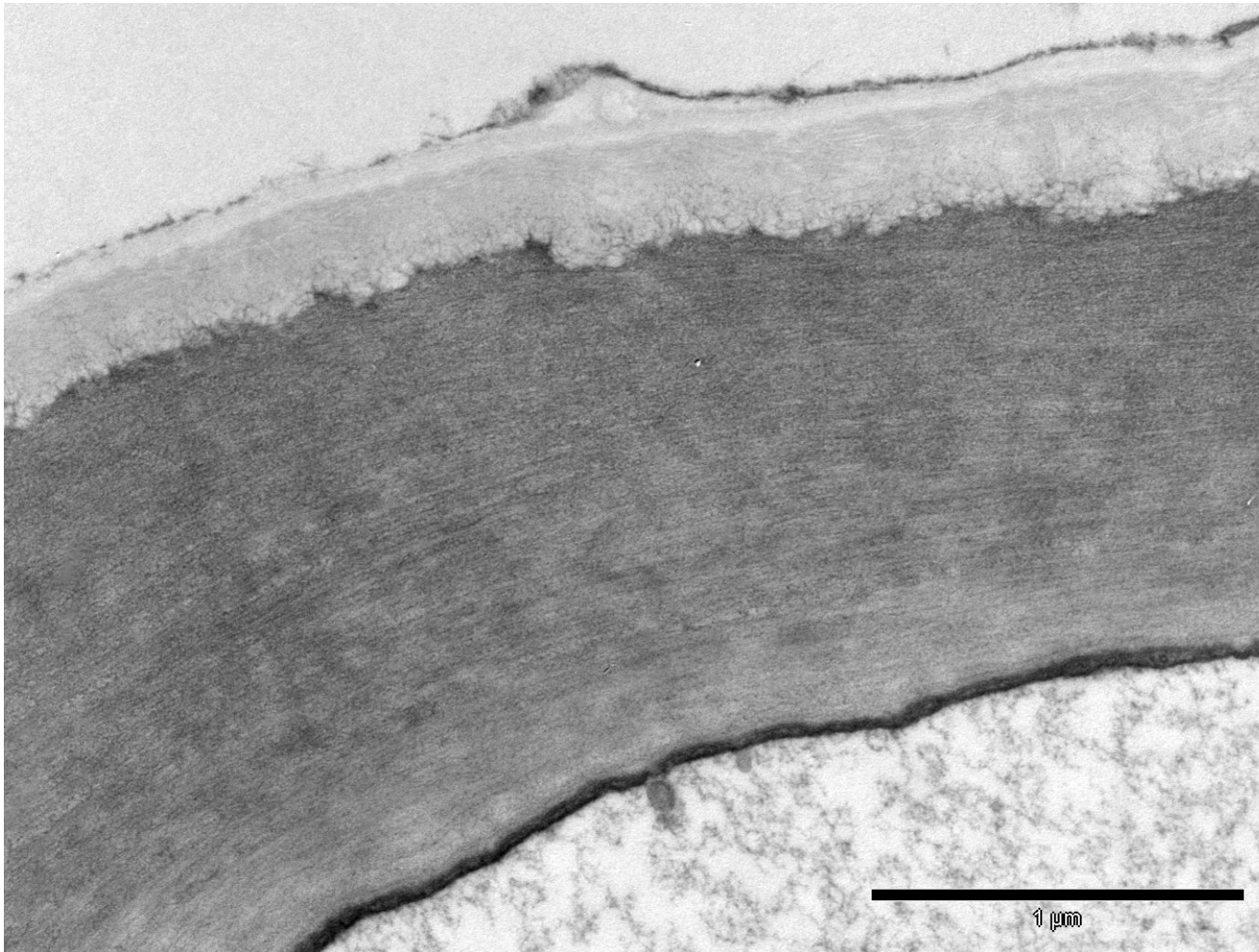
Leukoplasztiszok az ámpolnavirág (*Zebrina pendula*) epidermiszében. A Zebrina levelének nyúzatán különösen szépen megfigyelhetők a csaknem szabályos hatszögletű epidermiszsejtek sejtmagja köré rendeződött leukoplasztiszok. Az erősen fénytörő leukoplasztiszok olyan közel helyezkednek el a sejtmag felületéhez, hogy takarásuk miatt a magmembrán nem látszik. A sejtmag belsejében két sejtmagvacska elkülöníthető. A részletek jól megfigyelhetők a használt differenciál interferencia kontraszt mikroszkópiának köszönhetően.



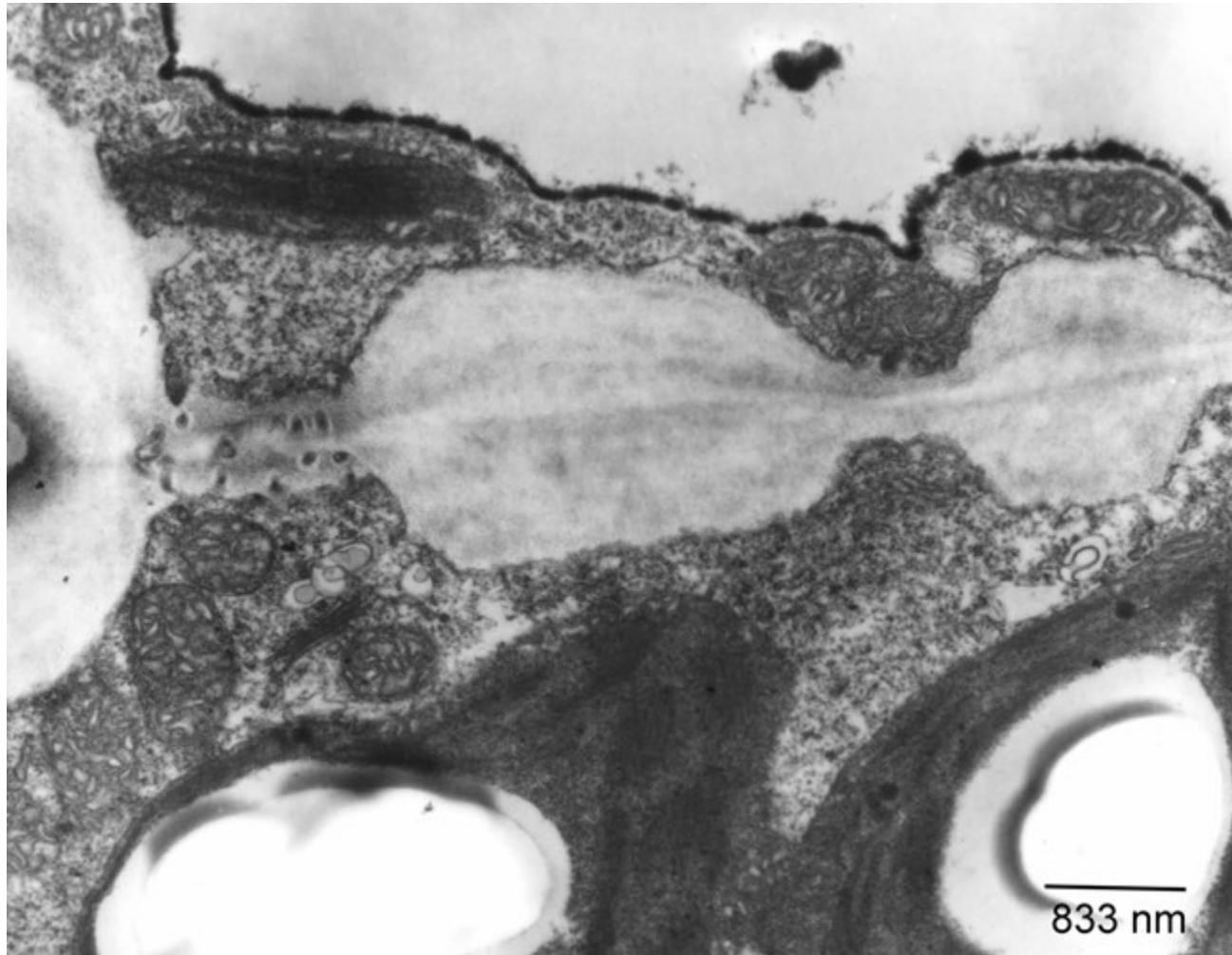
Földicseresznye (*Physalis peruviana*) termésfalának külső rétege. Ebben a narancsvörös bogyótermésben a termésfal parenchimatikus sejtjei likopint raktározó kromoplasztiszokat tartalmaznak. Ezek egyrészt feltűnővé teszik a termést, másrészt tápanyagraktárként működnek. A mintában a sejtek plazmolizáltak, a citoplazma összezsugorodott és emiatt a kromoplasztiszok összecsapódtak a sejtmagok köré. Néhány sejtben még láthatók a perifériára futó citoplazmaszálak, ezekben megfigyelhetők szétszórt kromoplasztiszok is.



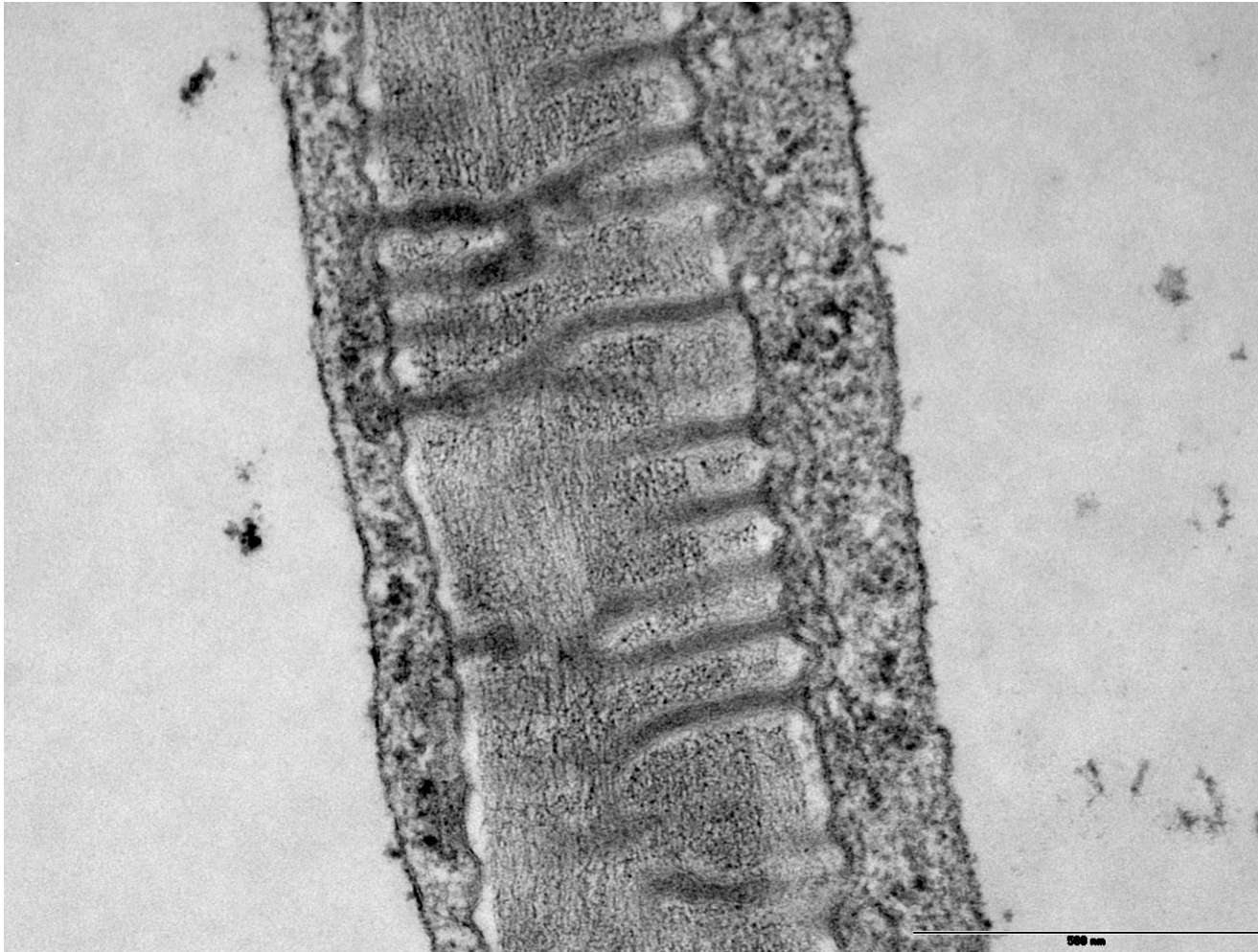
Datolya (*Phoenix dactylifera*) mag raktározó szövetének metszete. Nem ritka, hogy a magvak raktározott tápanyagai a sejtfalban halmozódnak fel. A datolya magjában a másodlagos sejtfa hemicellulóz (galaktomannán) formájában raktároz szénhidrátokat. Csírázáskor ez a vastagodott sejtfa kerül lebontásra a szénhidrátok mobilizálása céljából. A vastag sejtfa ellenére megmaradnak a sejtkapcsolatok, a szomszédos sejtek citoplazmája között mély gödörkék húzódnak a sejtfaon át a középlemezig, jól mutatva a plazmodezmamezők helyét.



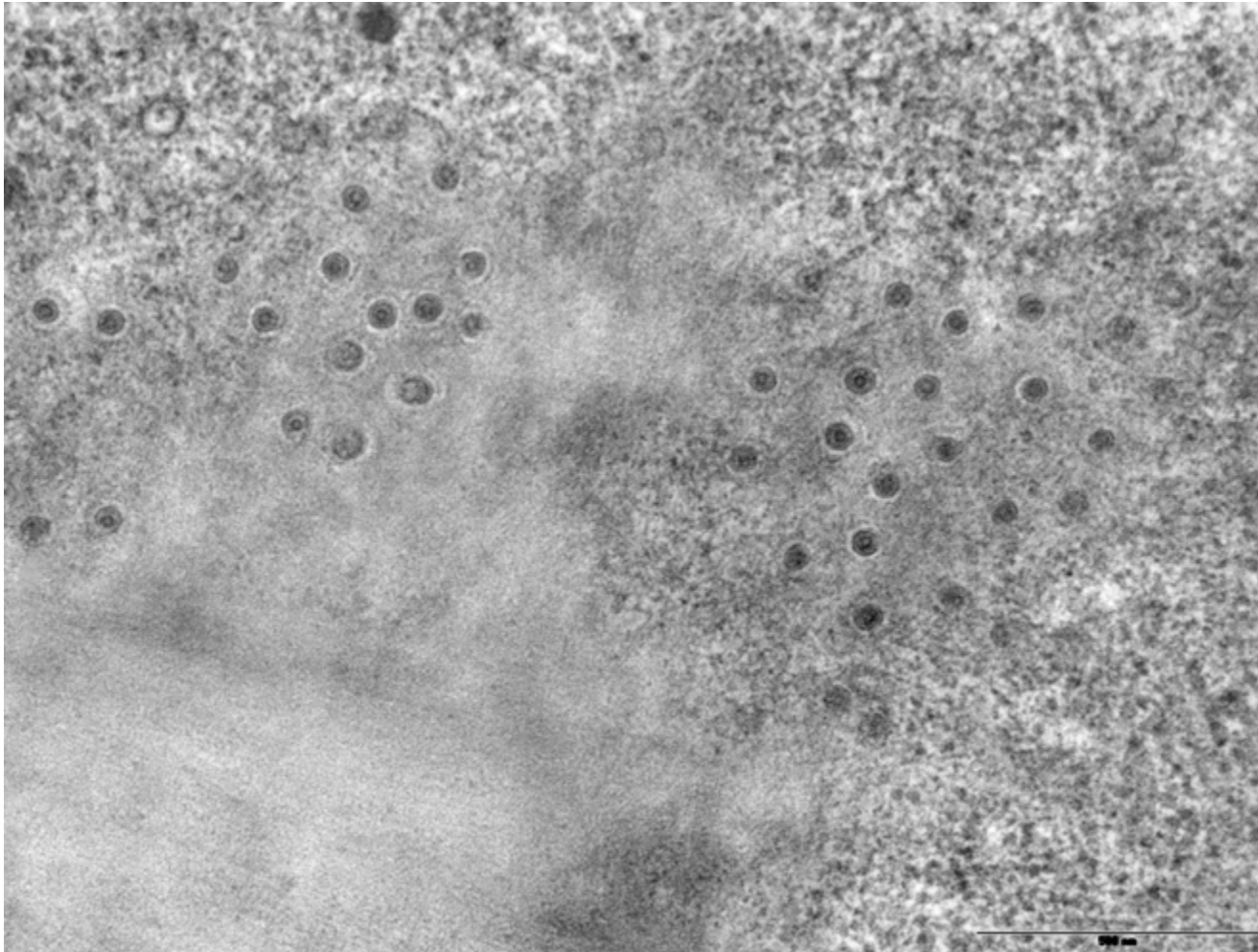
Szőlő (*Vitis vinifera*) epidermisz külső tangenciális sejtfa részlete. Az epidermisz külső falán kutikula és extrakutikuláris viaszborítás van. Ennek vastagsága, kémiai összetétele és szerkezeti megjelenése növénycsoportokra jellemző lehet. A szőlő esetén a sejtfa és kutin határterülete széles, fibrilláris szerkezetű, a sejtfa eredetűnek tekintett szálak a kutikulában messze felhúzódnak. A kutikula külső rétege elkülönülő, világosabb, amit az extrakutikuláris viasz sötétebb rétege von be kívül. Sok növényi sejtre jellemző az a sejtfa és citoplazma közötti arány, ami itt is látható. Az epidermiszsejt citoplazmatömlője a sejtben a fal melletti vékony elektrondenz sáv, melyen belül a vakuólum pelyhes fehérjecsapadékot tartalmazó területe látszik a kép jobb alsó részén.



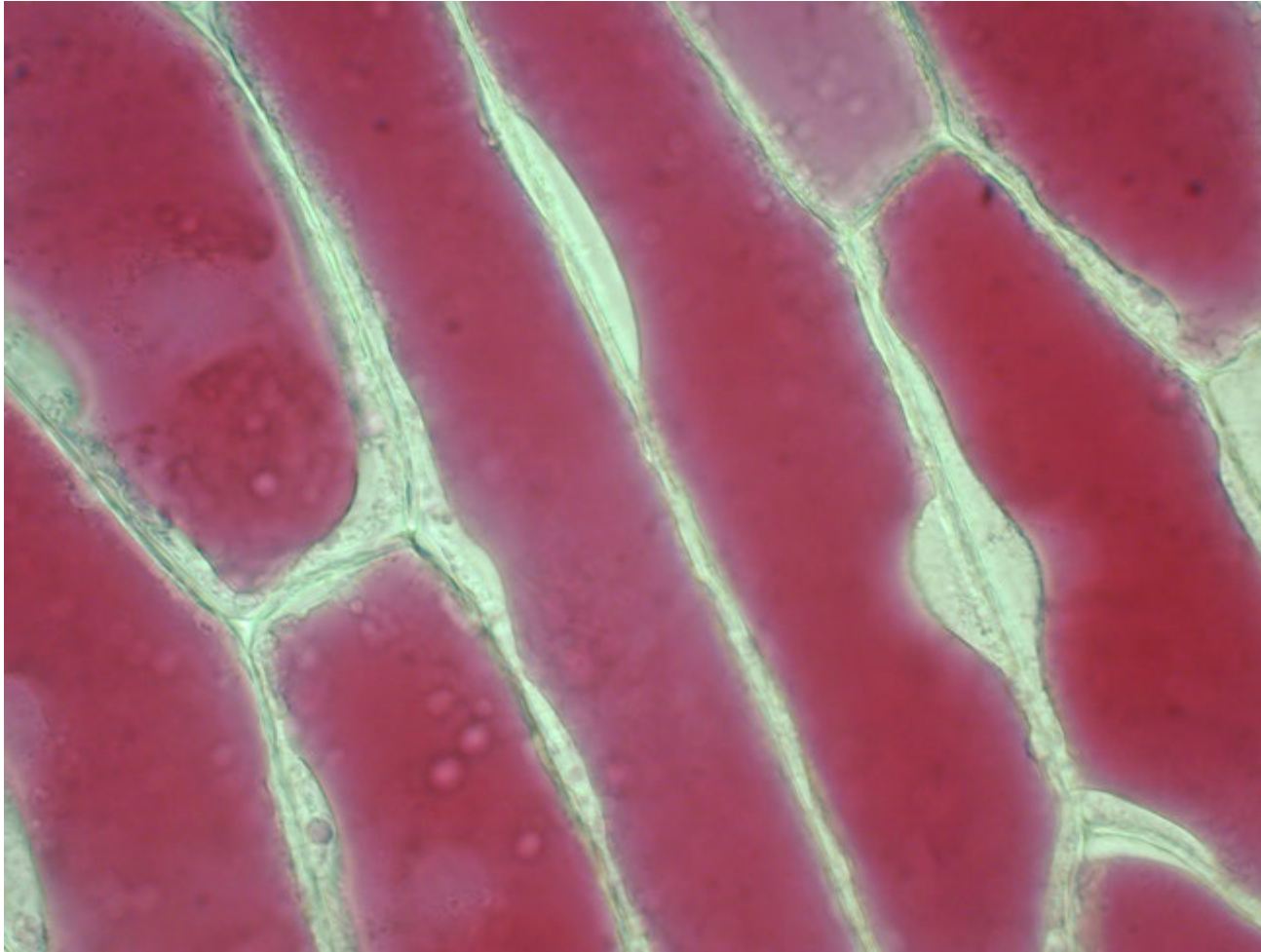
Torenia fournieri gödörkés sejtfalvastagodású sejtfal részlete. A kép alsó és felső részén elhelyezkedő két sejt a differenciáció viszonylag késői szakaszában van. Ezt mutatja, hogy a másodlagos sejtfal rétege viszonylag vastag. Ennek rétege megszakad a gödörkék területén, ahol csak az elsődleges sejtfal és a középlemez található meg. A plazmodema mezők a gödörkék régiójában biztosítják a kapcsolatot a két sejt között. A baloldali gödörkénél számos plazmodezma átmetszete látszik.



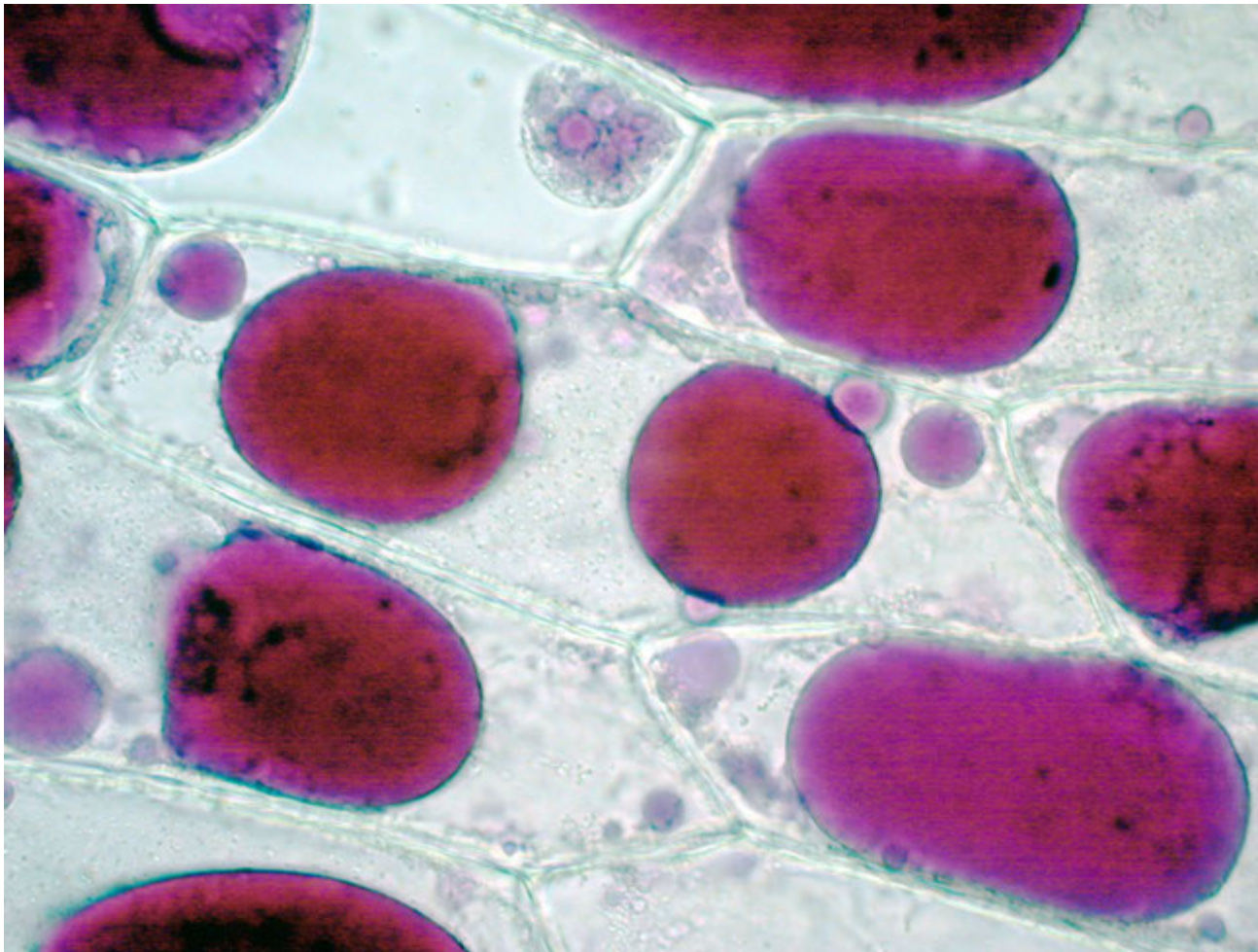
Tök (*Cucurbita pepo*) maghéj sejtjei között húzódó elágazó plazmodezmák. Általában szeretik a plazmodezmákat, mint egyenes, csőszerű struktúrákat ábrázolni. Ez szerkezet a primer plazmodezmákra igaz is, bár később ezek is átalakulhatnak. Bizonyos, intenzív transzporttal rendelkező sejtek között ilyen sűrű, akár elágazó plazmodezmákon keresztüli kapcsolat épülhet ki. A sejtfal mellett mindkét oldalon látszanak azok az endoplazmatikus retikulum ciszternák, amikből kilépő ágak tartják fenn a két sejt közötti kapcsolatot a plazmodezmákon keresztül.



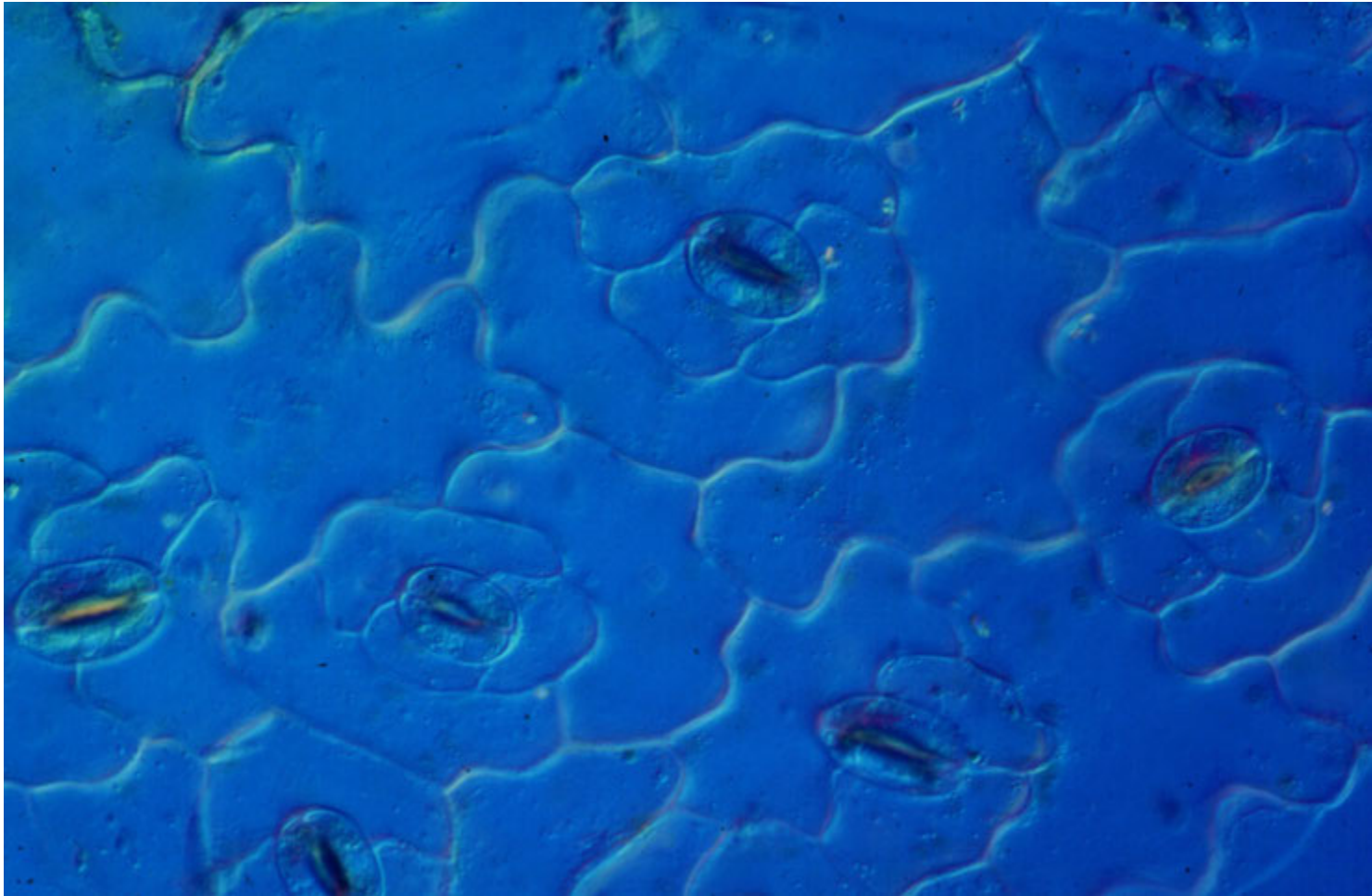
Plazmodezmák keresztmetszeti képe kukorica (*Zea mays*) gyökeréből. A sejtfal felületével csaknem párhuzamos metszési sík miatt a plazmodezmák keresztmetszetben látszanak. A sejtfal eltérő anyagi és szerkezeti felépítését jelzi, hogy a plazmodezmák körüli világos udvar kontrasztosan eltér a fal többi részétől. A plazmodezmákban a plazmamembrán és a dezmoszóma metszete is látszik. Feltűnő még, hogy a két sejt közötti kapcsolatot számos, egymáshoz közel levő, plazmodezma mezőt alkotó plazmodezmás kapcsolat biztosítja.



Plazmolízis lilahagyma (*Allium cepa*) húsos pikkelylevelének epidermiszében. A plazmolízis a citoplazma és ezzel együtt a plazmalemma elválása a sejtfalettől valamilyen hiperozmótikus közeg hatására. Ilyenkor a vakuólum térfogata jelentősen lecsökken, és emiatt húzódik el a sejtmembrán a sejtfalettől. Ha a sejt kapcsoló struktúrák illetve a fal-membrán kapcsolatok nem stabilak, akkor a sejt plazma legömbölyödik és így válik el a sejtfalettől.



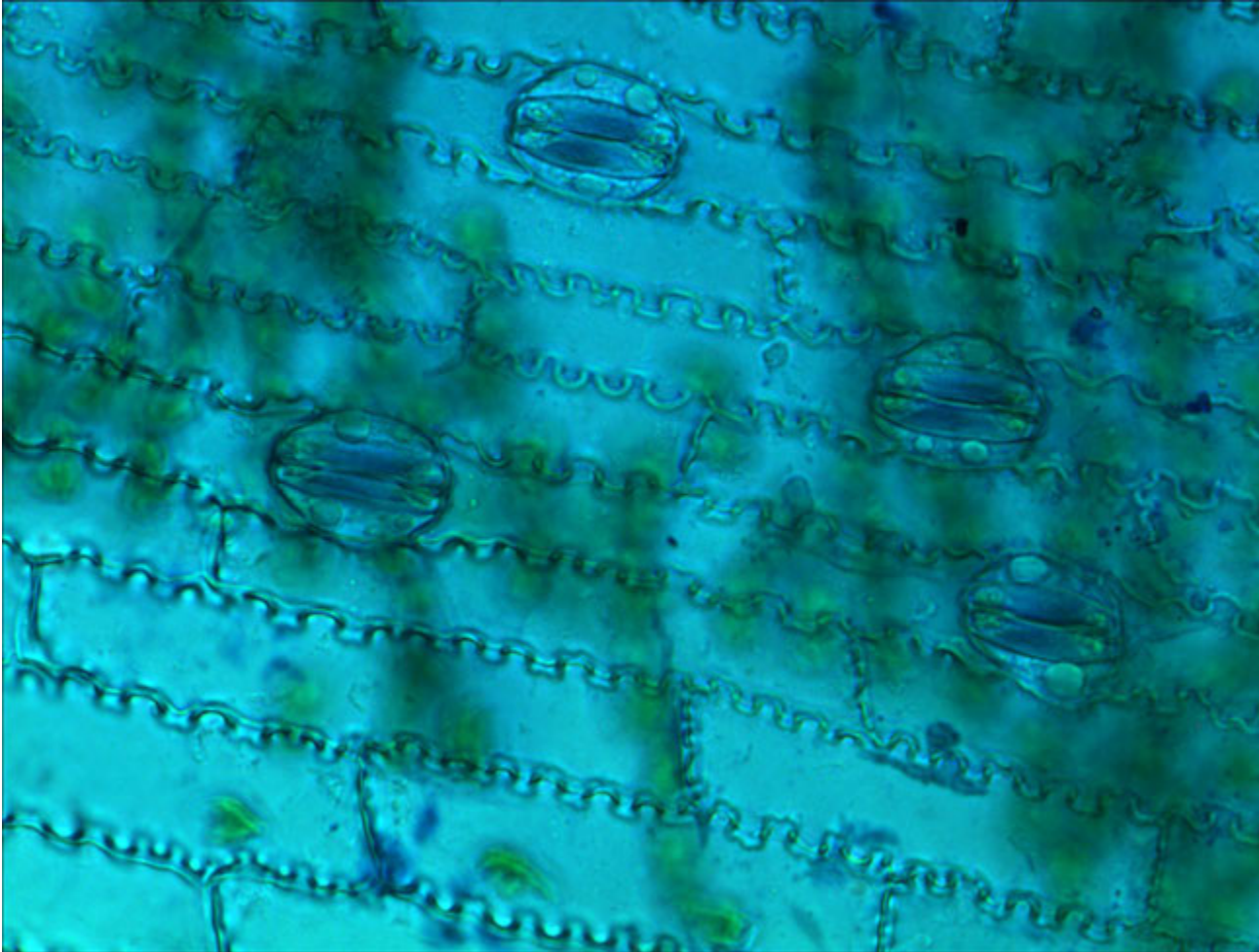
Plazmolízis lilahagyma (*Allium cepa*) húsos pikkelylevelének epidermiszében. A fentebb leírt plazmolízis előrehaladott formája teljesen összezsugorodott citoplazmával. A sejt zsugorodását az antocián tartalmú vakuólum színe miatt lehet jól nyomon követni.



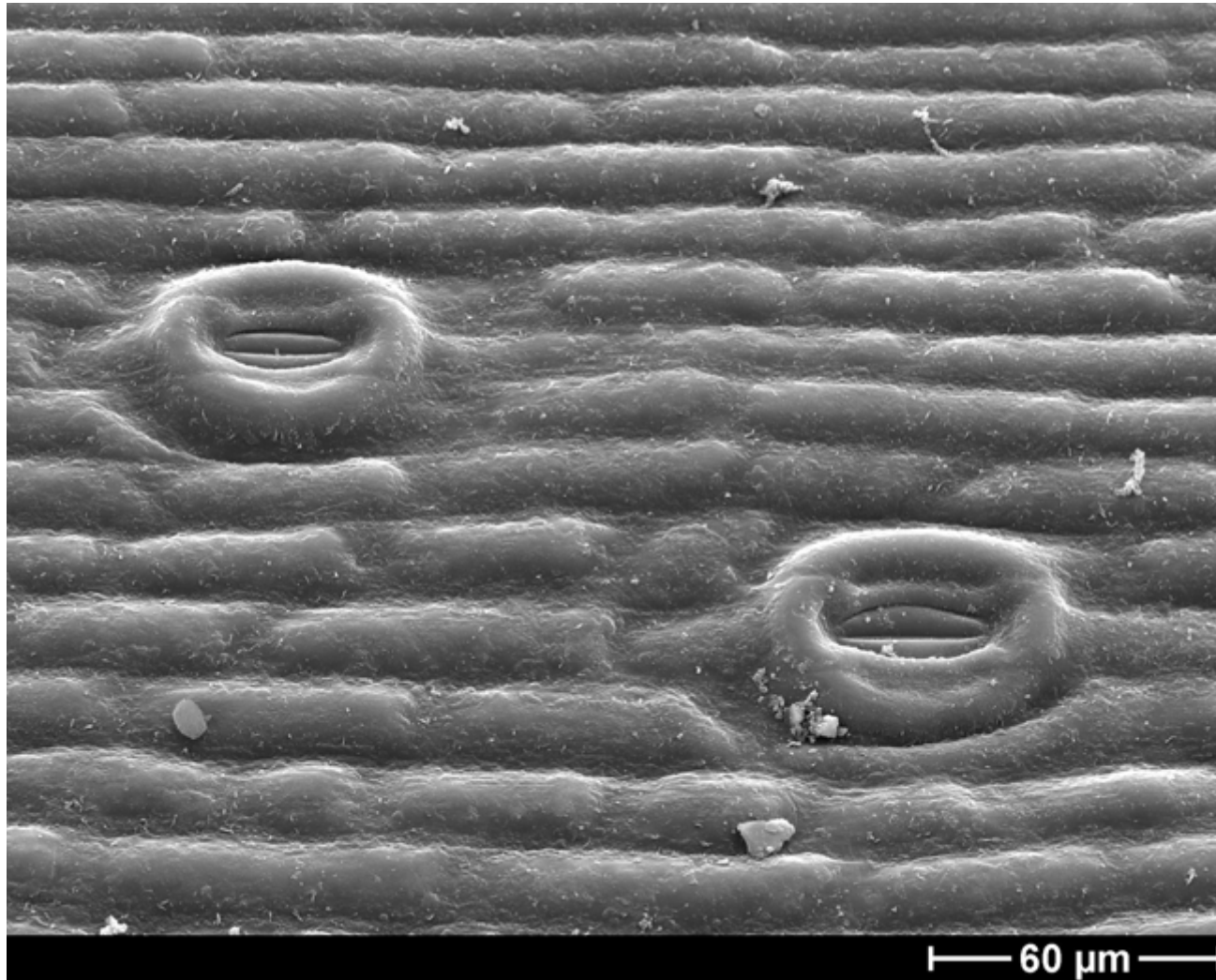
Ciklámen (*Cyclamen persica*) levelének fonáki epidermisze. A gázcserenyílasok zárósejtjeinek nincsenek határozott alakú és elhelyezkedésű melléksejtjei, a sztómák anomocitikusak. A bőrszövet sejtjei általában nagy felületen kapcsolódnak egymáshoz oldalirányban, ezért az oldalfalak gyakran hullámosak. A bőrszöveti sejtek ritkán fotoszintetizálnak, nem figyelhetünk meg bennük kloroplasztiszokat, és mivel erősen vakuolizáltak, a mikroszkópos képükön szinte üresnek látszanak.



Sárga gyűszűvirág (*Digitalis grandiflora* L.) epidermisze. A gyűszűvirág epidermisz nyúzatán a kétszikűekre jellemző bőrszöveti képet látjuk. Az anomicitikus, tehát melléksejtekkel nem rendelkező sztomák szórtnan helyezkednek el az epidermiszben. A légrések iránya váltakozó, a sztomák nem megszabott rend szerint (pl. sorokban) találhatók. Az epidermisz sejtjei nyúlványosak, szorosan záródók. Ez az alak a sejtfaalak lokális növekedési-megnyúlási különbségei folytán alakul ki egy speciális differenciációs lépésben (pavement cell development). A differenciáció mechanizmusát részletesen vizsgálták modellnövényekben (pl. *Arabidopsis thaliana*). Úgy találták, hogy a citoszkeletáris rendszer, főként az aktin filamentumok működése elengedhetetlen a jellemző sejtalak kifejlődéséhez.

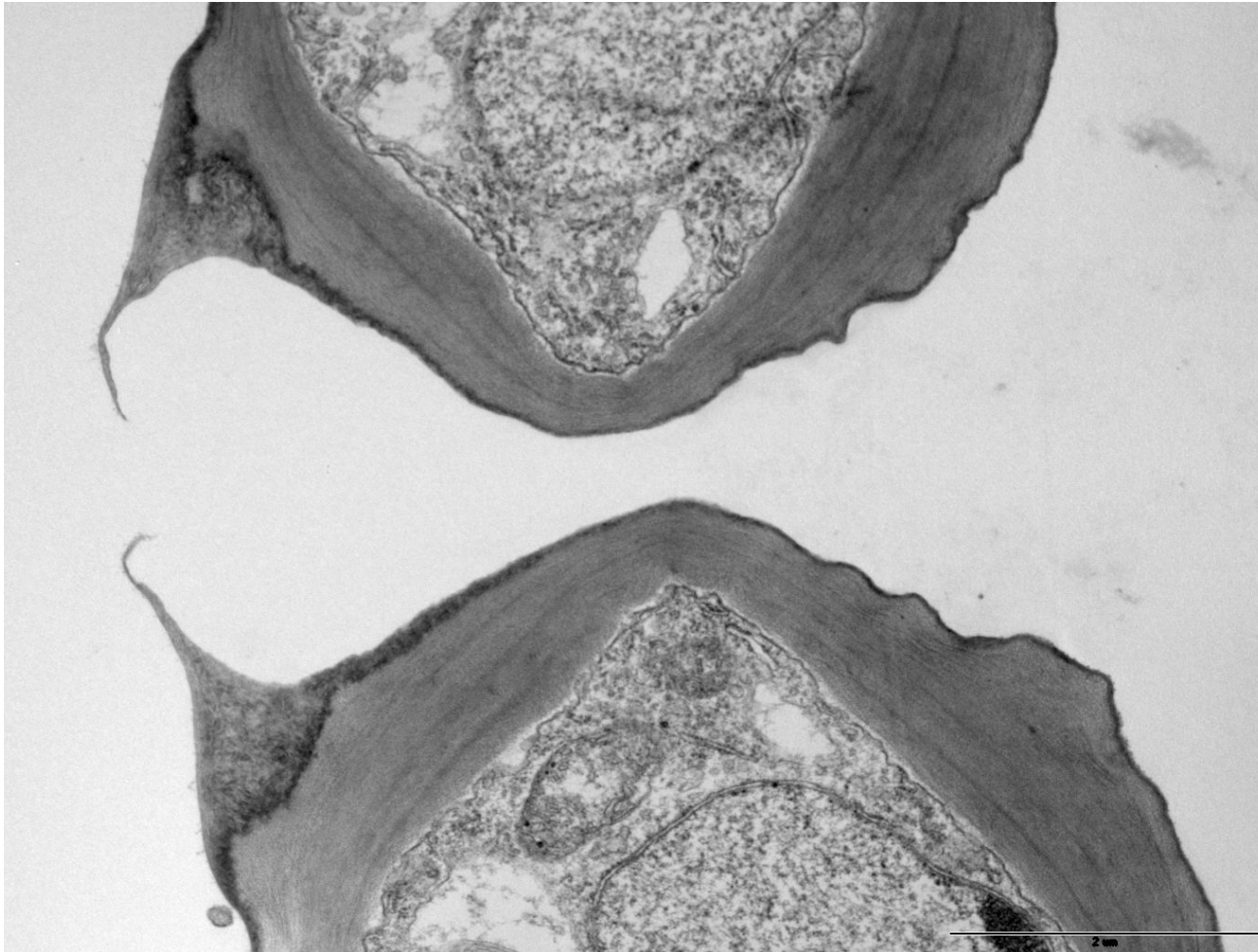


Zöldes sás (*Carex divulosa* Stokes) levél epidermisze sztómákkal. Ezen a levél epidermiszen az egyszikűek egyik nagy csoportjára jellemző szerkezetet láthatjuk. A sztómák sorokba rendezetten, egy irányba orientált légrésekkel helyezkednek el. A gázcserenyílás két zárósejtje mellett két melléksejt van (paracitikus sztóma). Az epidermiszsejtek sorokba rendezettek, megnyúltak, hullámos falúak, szorosan kapcsolódók.

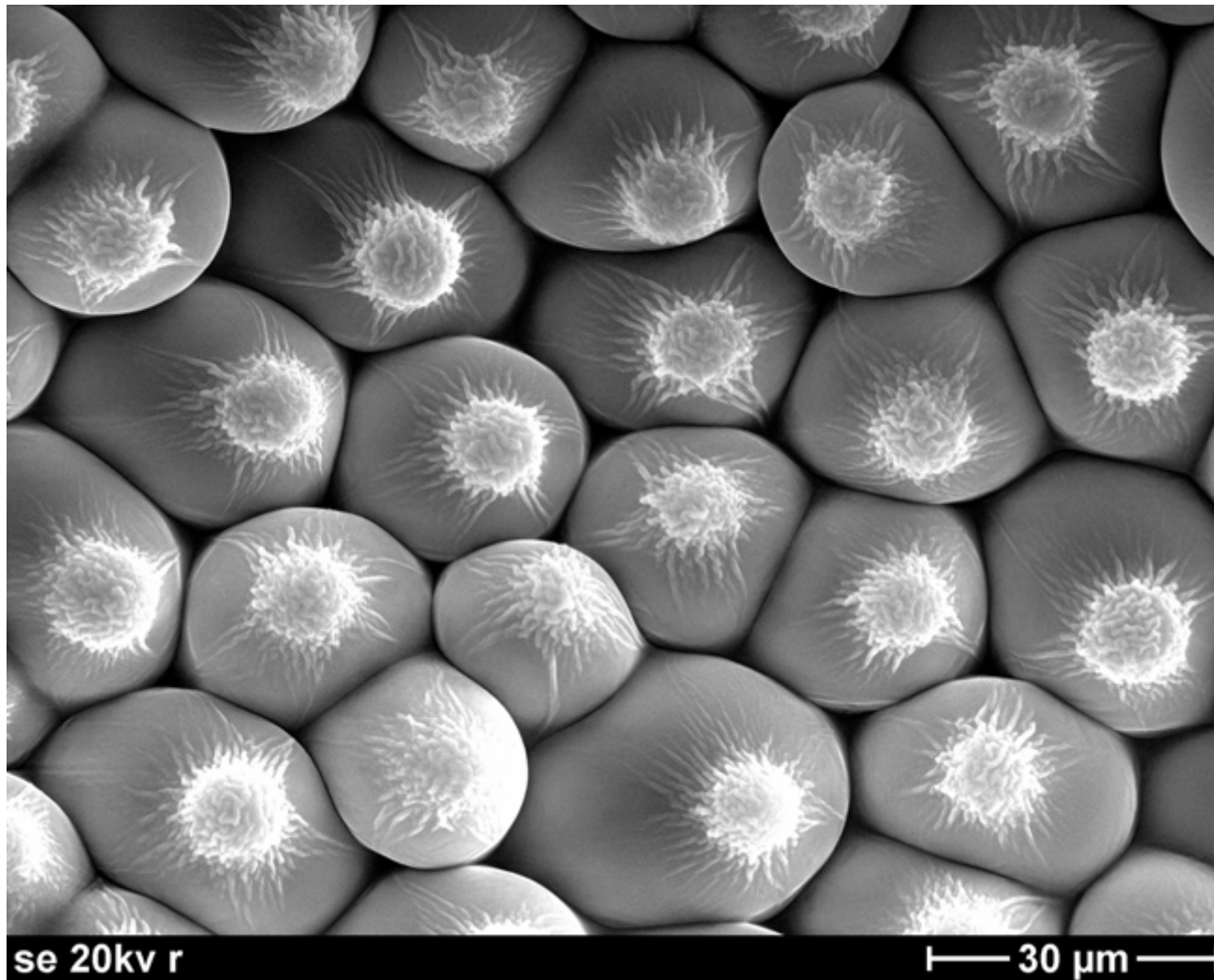


Szanzavéra/szamárfül/anyósnyelv (*Sansevieria sp.*) sztóma scanning elektronmikroszkópos (SEM) képe. A konvencionális SEM igényesebb minta előkészítést kíván, cserébe szekunder elektronokkal nagyobb felbontással lehet leképezni az aranyozott mintát. A szanzavéra felsivatagos körülményekhez adaptálódott. Húsos, vastag levelében

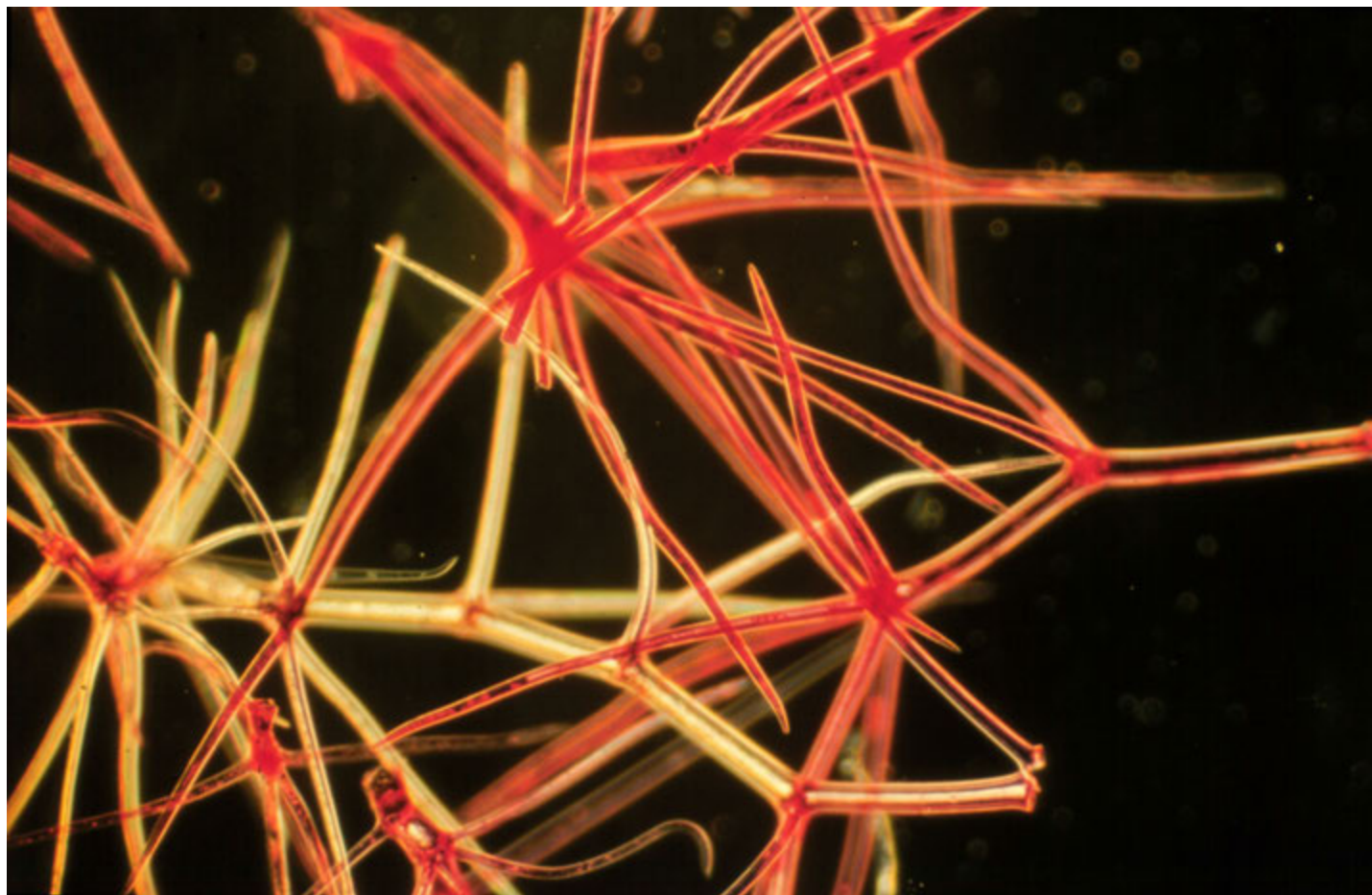
sok nyálkát tartalmaz. A levél felszínén számos sztóma van, melyek sorokba rendezettek, a légrések irányultsága megegyező. A zárósejtek kissé besüllyedve, a 4 melléksejt alkotta sáncszerű gyűrű közepén helyezkednek el. Az epidermiszsejtek a levél hossz tengelye irányában megnyúltak.



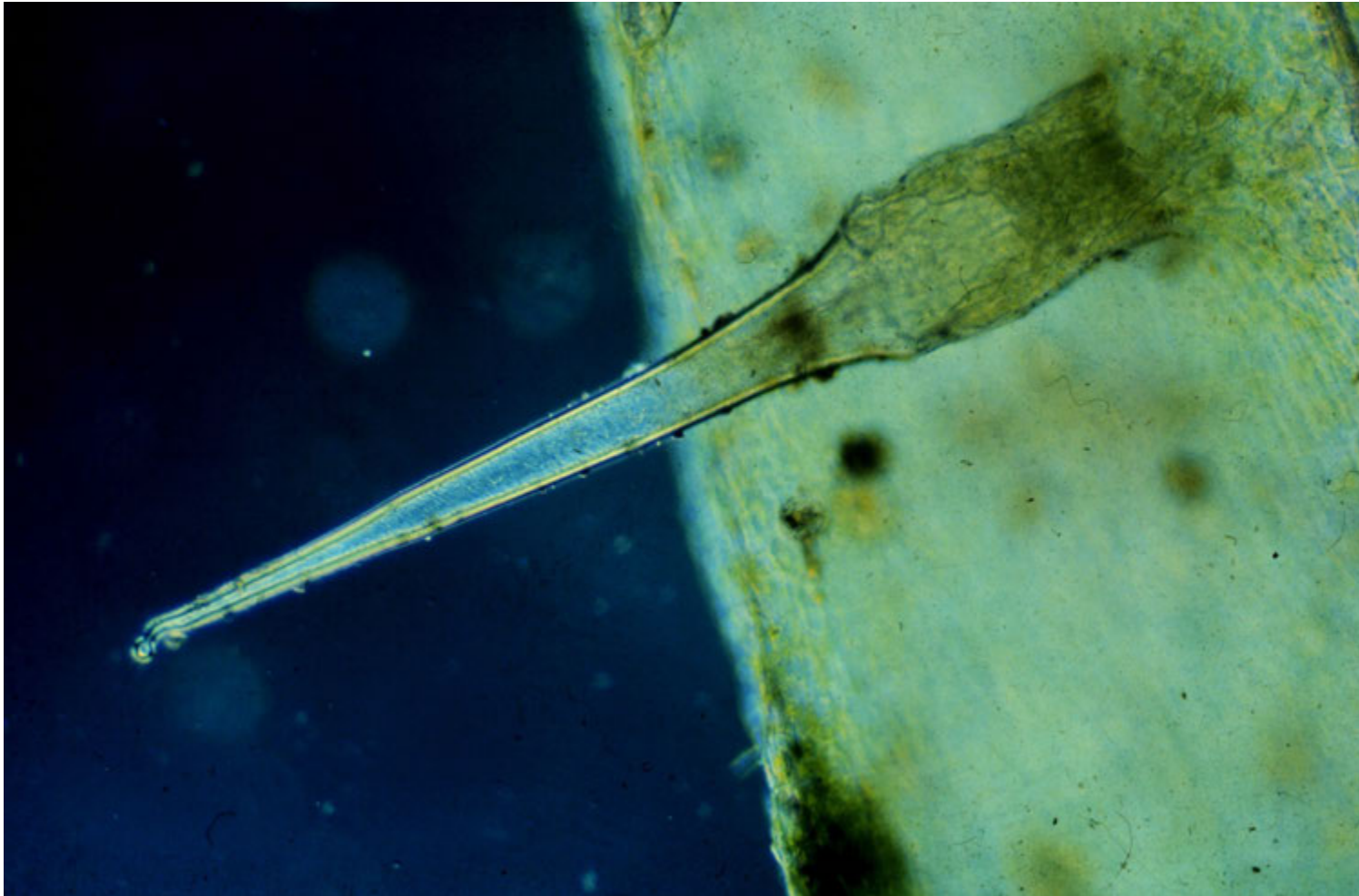
Sztóma zárósejtjeinek részlete lúdfű (*Arabidopsis thaliana*) levélből. A szárazföldi lét szempontjából alapvetően fontos volt a vízháztartás szabályozásának megoldása. Ennek egyik elemét a sztómák kialakulása jelentette. A zárósejtek nyitó-záró mechanizmusa a párologtatás és gázcsere szabályozásában fontos regulációs elem. E funkció teljes értékű elvégzéséhez speciális élettani, jelátviteli és természetesen anatómiai tulajdonságoknak kellett kialakulni ezekben a sejtekben. A légrés szabályozásában a kutin léceknek (a képen bal oldalon), a speciális sejtfalvastagodásnak, a kloroplasztiszok jelenlétének és a vakuoláris rendszer sajátosságainak egyaránt szerepe van. A sejtfal egyenlőtlen vastagsága már alapvetően meghatározza a turgor változás okozta sejtalak változást, és biztosítja a légrés nyitását a turgor növekedése során.



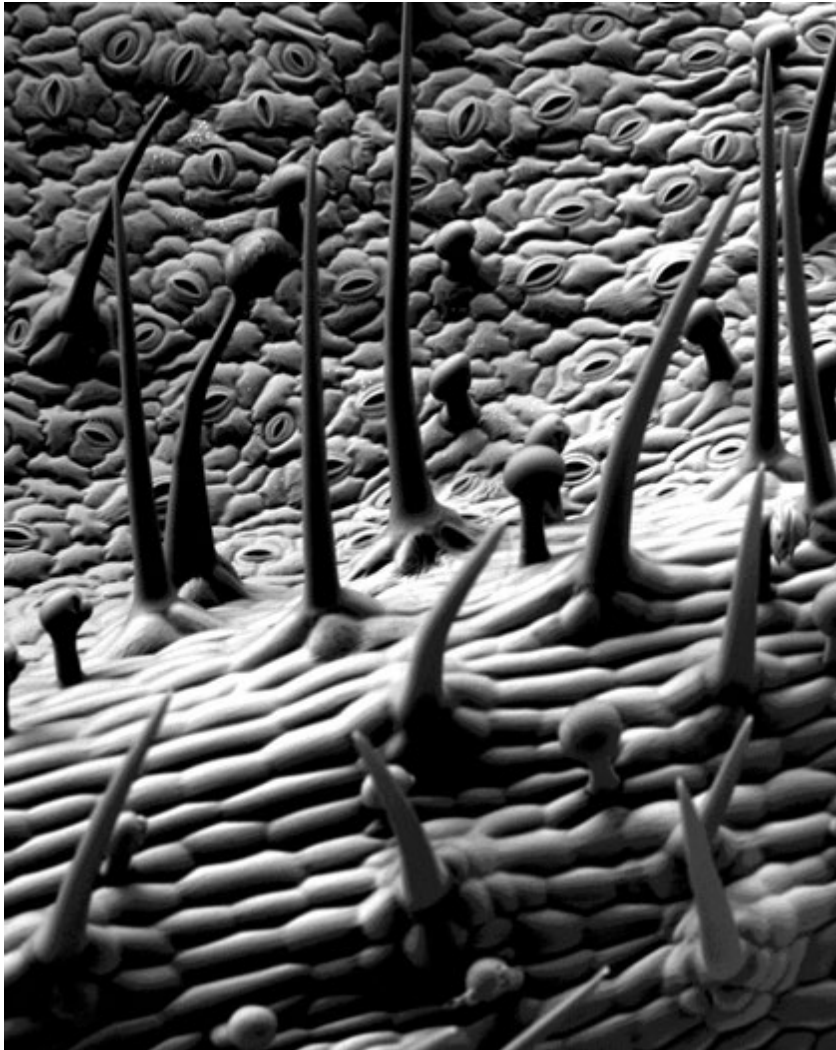
Rózsa (*Rosa sp.*) szíromlevél papillái scanning elektronmikroszkópban. Az epidermiszsejtek külső tangenciális falán enyhén ráncos, vastagabb kutikulájú kiemelkedés, papilla van. Szerepe a beeső fény szórása. A visszaszórt fény miatt a szíromlevél bársonyosnak tűnik. A szírom különböző részeiről visszaszórt, nemegyszer megváltozott spektrális tulajdonságú fény egyfajta útmutatást ad a megporzó rovaroknak. A nektáriumok felkutatása közben a rovar elvégzi a megporzást.



Ökörfarkkóró (*Verbascum phlomoides*) emeletes fedőszőrei sötétlátóterű fénymikroszkópos felvételen. A növények bőrszövetén gyakran vannak szőrök. Funkciójuk és felépítésük rendkívül változatos. A képen látható szőrök védő funkciójúak. Ezeket a szőröket sok sejt építi fel. A tengely több emelet magas, a szinteken örvösen helyezkednek el hegyes, árszerű sejtek. Ennek a szőrnek kifejlődés után elhalnak a sejtjei, és miután levegővel telnek meg, jól reflektálják a napfényt, fehéres színűek. Tehát egyfelől védik a levelet a legelőkön jellemző erős napsugárzástól. A száraz, erősen besugárzott, nyitott terep miatt fontos, hogy az epidermisz közvetlen közelében egy szélmentes mikroklíma alakul ki a sűrűn álló szőrök között, így csökkentik a párologtatást. Ősszel ugyanezek a szőrök levegőtartalmuknál fogva hőszigetelnek. Ezen túlmenően a tömött filcszerű szőrzet megakadályozza, hogy a levél felszíne benedvesedjen. Nem utolsó sorban ugyanez a szőrös bevonat kellemetlenné teszi a levél fogyasztását, és kisméretű állatok esetén megnehezíti a növényen való mozgást és a levélfelszín elérését is.

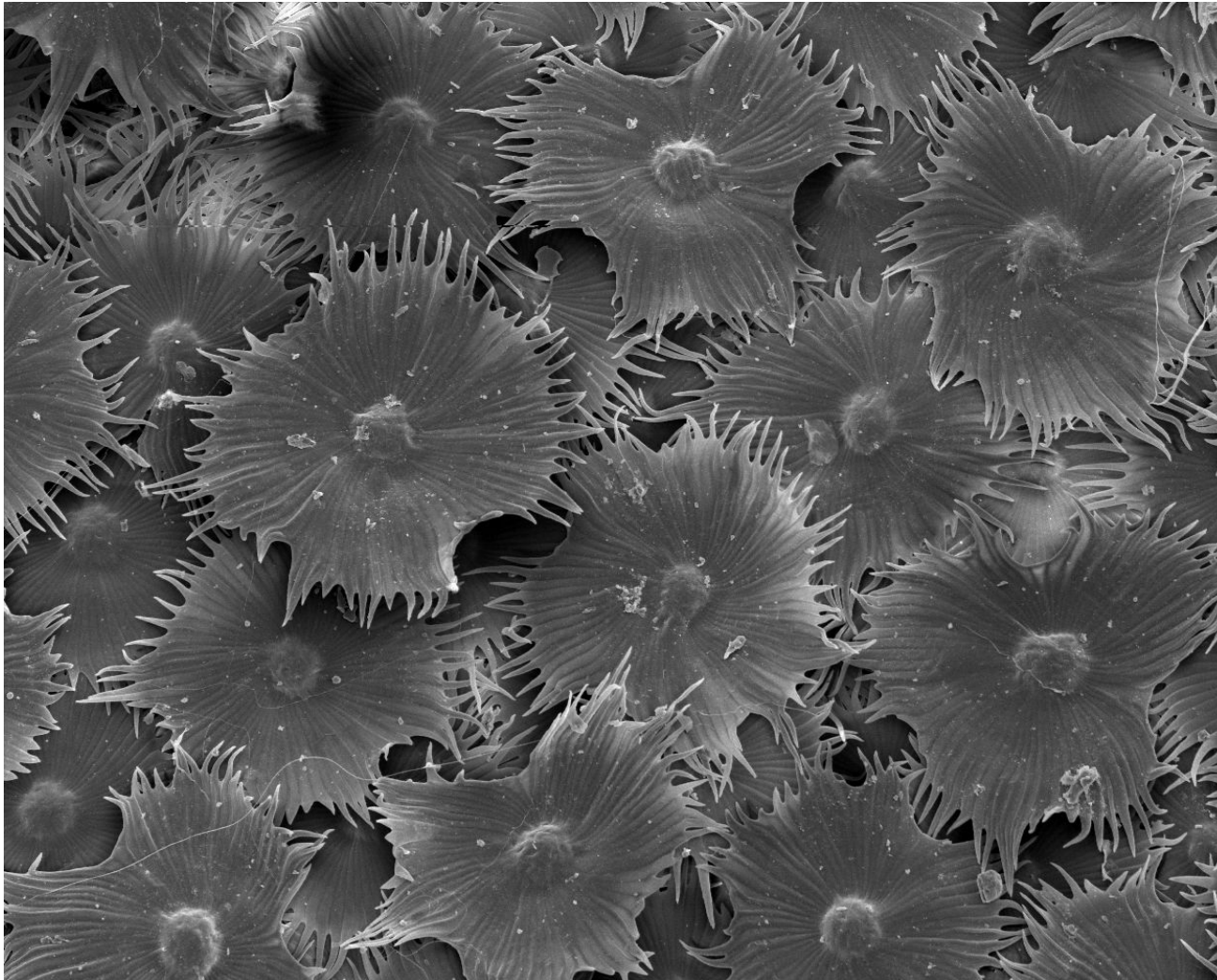


Csalán (*Urtica dioica*) csalánszőr sztereomikroszkópos felvétele. A csalánszőr lényegesen bonyolultabb struktúra, mint egy fedőszőr, ugyanis többféle sejttípus építi fel. Az alapi részét epidermális sejtek borítják, belül kiválasztó funkciójú és transzfersejtek vannak. A csalánszőr csúcán találunk egy hosszú cső alakú üreges nyúlványt, aminek kovartartalmú, üvegszerűen törékeny fala van. Ennek a "tünek" a hegye egy kis gömbben végződik, ami bármilyen irányú gyenge érintésre letörik, és az injekciós tűhöz hasonló ferde hegyű tűt kapunk. Ez könnyen átszúrja a bőrt. A túszerű részben túlnyomás van, és a benne lévő folyadék a bőrbe injektálódik. Ez a folyadék hangyasavat és hisztamint is tartalmaz, ezért égető-viszkető érzést és gyulladást okoz, ami emlékezetessé teszi a növényvel való érintkezést.



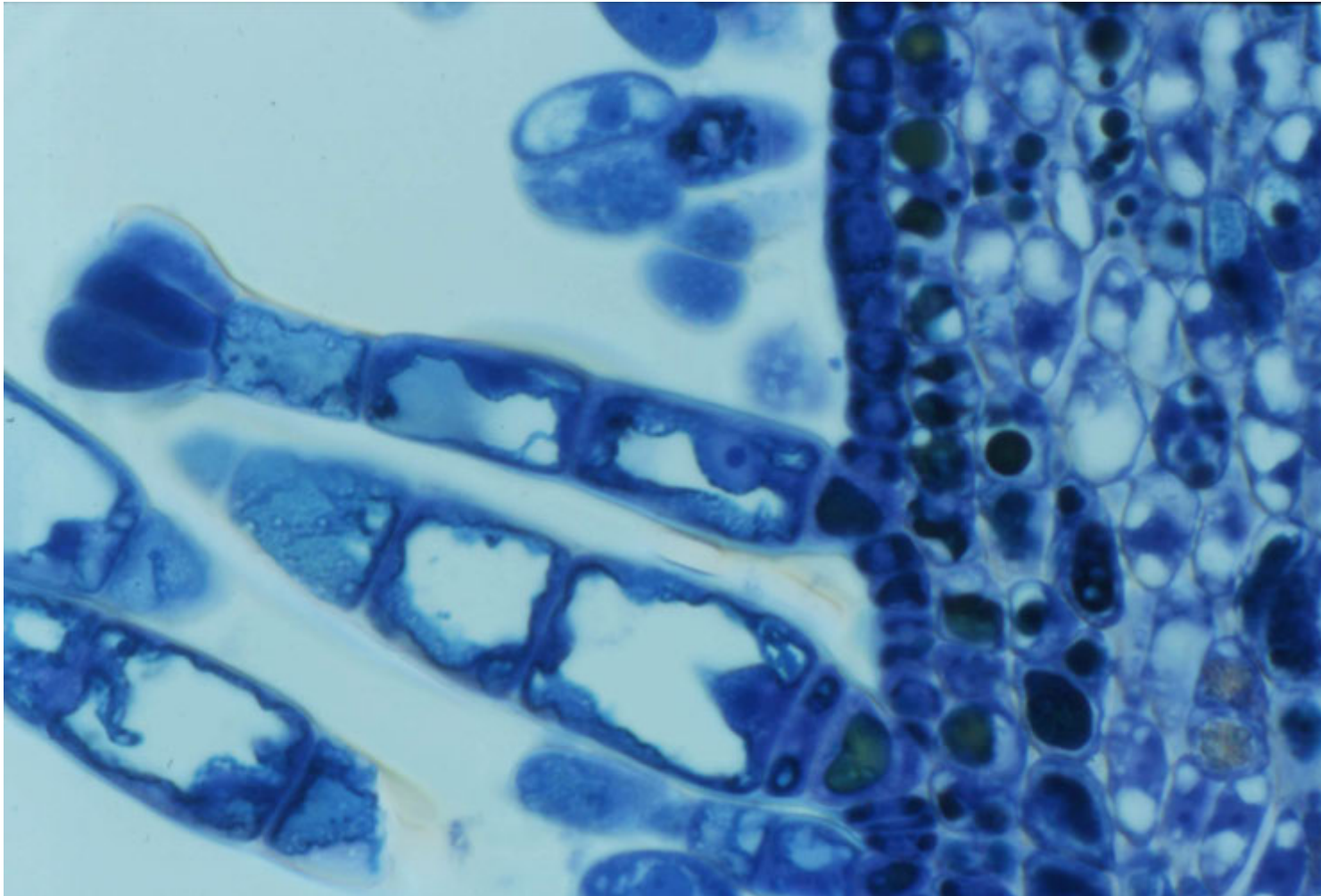
Muskátli (*Pelargonium zonale* L.) levele szkennning elektronmikroszkópban (SEM). A levéléren főként fedőszőrök helyezkednek el, a levéllemez egyéb részein az egy- és többsejtes fedőszőrök mellett nagy számban láthatunk fejes mirigyszőröket. Az ezek által termelt és a feji rész kutikulája alatt felhalmozódó anyagok adják a muskátli jellegzetes

szagát, ha megdörzsöljük. A mirigyszőrök nyele állhat egy vagy több sejtből is, így a nyél hossza változó. A sztomák elszórtan, különböző irányultsággal találhatók a hullámos falú, a puzzle darabkáira emlékeztető epidermiszsejtek között.

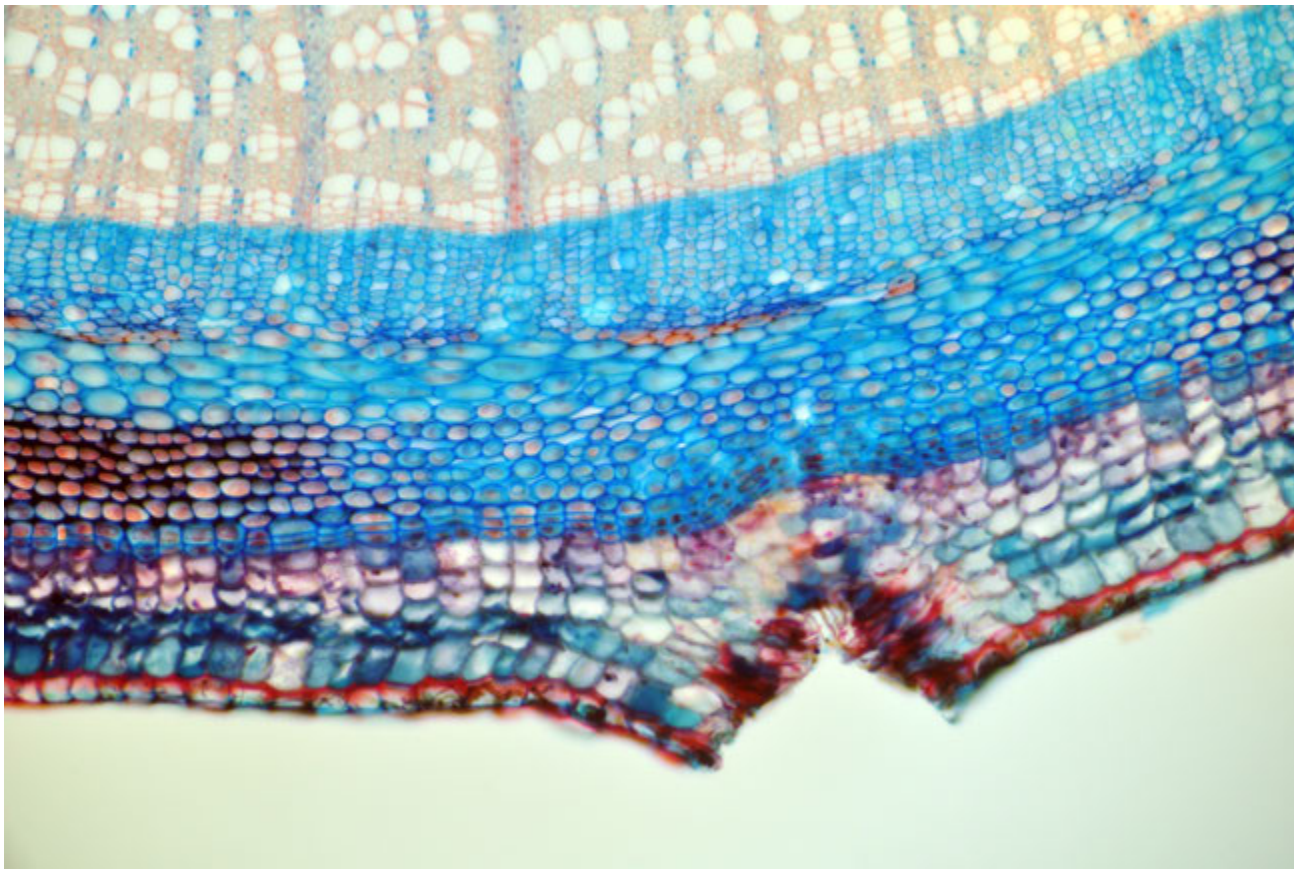


Ezüstfa (*Elaeagnus angustifolia*) levélfonákának pikkelyszőrei pásztázó elektronmikroszkópos felvételen. Az ezüstfa mediterrán származású növény, ezért számos szárazságtűrési jeget mutat. Az egyik ilyen jelleg a pikkelyszőrökkel borított levélfonák. Ezek soksejtű, levegővel telt szőrök, amik egymással átfedve teljesen beborítják a levélfonákot. Egyrészt jól reflektálják a napfényt, ezért a levelek ezüstös-fehéres színűek. Másrészt egy zárt, szélmentes mikroklímát biztosítanak a csak a levél fonákán előforduló

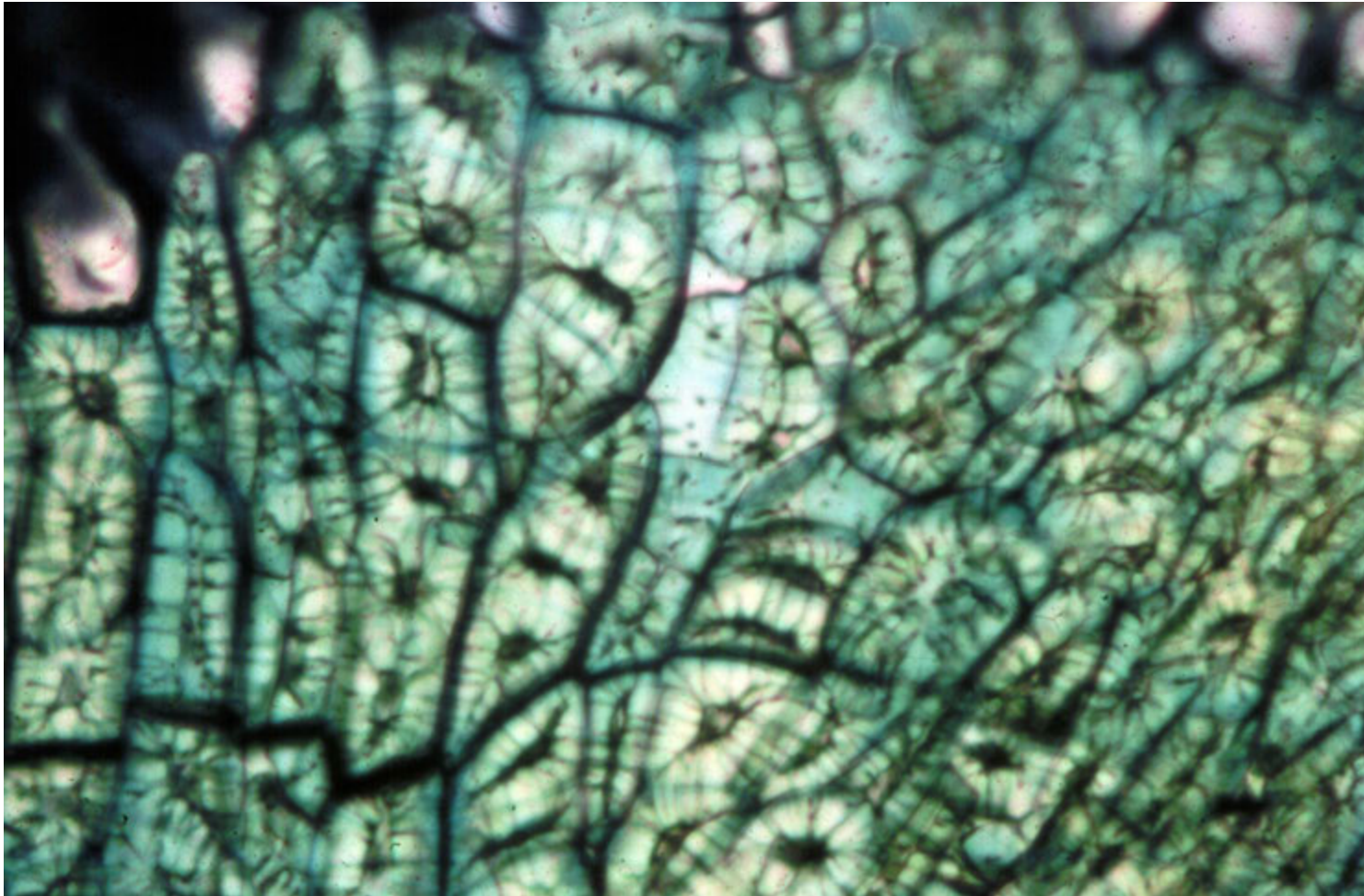
gázcserenyílások számára, ezáltal nagyon hatékonyan csökkentve a párologtatást. Az ehhez hasonló pikkelyszőrök elterjedtek a közel rokon családokban is. Hasonló szőröket figyelhetünk meg pl. a homoktövis (Hippophae) és az olajfa (Olea) levélfonákán, ennek köszönhetően e növények levele is ezüstös fényű.



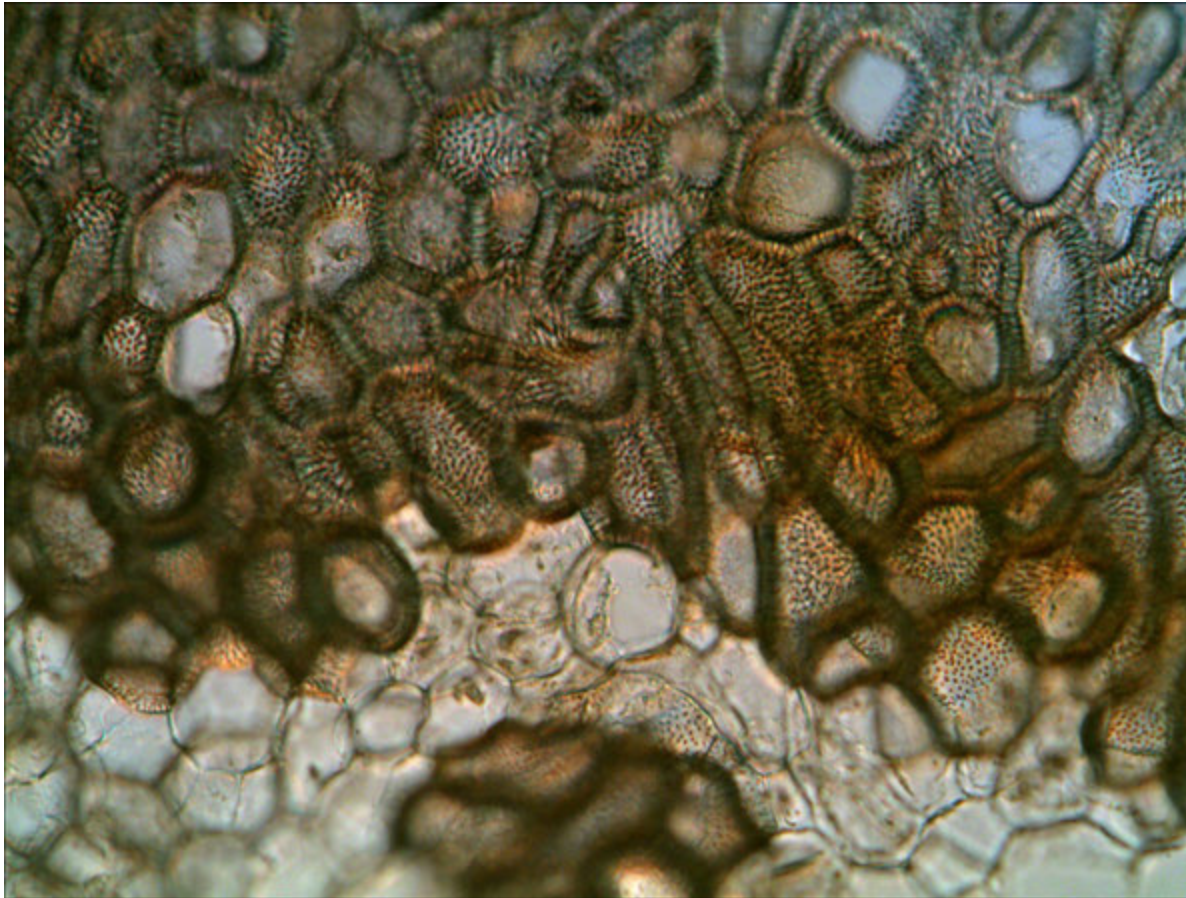
Dió (*Juglans regia*) fejes mirigyszőrei. A fiatal magház felszínén az epidermiszben az atrichogén sejtől kialakuló alapi sejt látszik. A nyél vakuolizált sejtjei ehhez kapcsolódnak. A feji rész messze kiemelkedő, több sejtből áll.



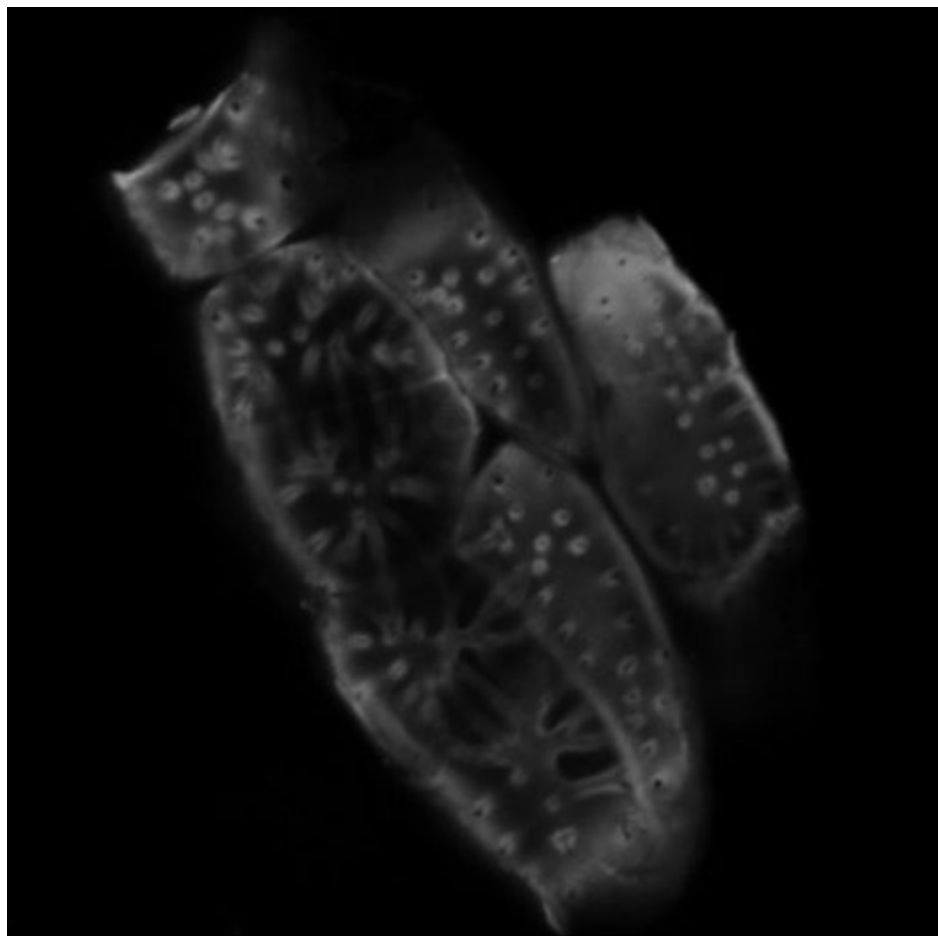
Másodlagosan vastagodott bodza (*Sambucus nigra*) szár keresztmetszetének részlete. A száron már kialakult a másodlagos bőrszövet az elhalt epidermisz alatt. A kortex külső, epidermisz alatti rétege parakambiummá (fellogén) alakul az epidermisz elhalása következtében. A metszeten a fellogén 6-7 sejtsor vastagságú fellomot, parásodott falú, halott sejtekből álló réteget hozott létre. A fellom víz- és levegőzáró réteg, ezért gátolja a kortex asszimiláló és egyéb élő sejtjeinek gázcseréjét. A kortex peridermán keresztül történő levegőztetésére alakulnak ki a paraszemölcsök, vagy lenticellák. A paraszemölcsök területén a parásodott falú sejtek lazán, hézagokat hagyva kapcsolódnak egymáshoz. A kortex paraszemölcsöktől távolabb eső részei szilárdítószövevé differenciálódnak. Itt lemezes kollenchima figyelhető meg, amiben csak a tangenciális falak vastagodnak meg. A kollenchima sejtek fala nem lignifikálódik, ezért rugalmas marad és esetenként meg is tud nyúlni, követve ezzel az adott növényi rész méretváltozásait. A kollenchima plasztikus, élő szilárdítószövet. A kortex alsó rétegei parenchimatikusak, egy darabig még fotoszintetizálnak. A kortex alatt a legrégebbi hánccseleket találjuk. Hosszabb távon ezek fognak felszínre kerülve rhytidómát alkotni, keveredve a periderma parásodott falú sejtjeivel. A hánccs és farész között a vaszkuláris kambiumot látjuk. A bodzában a kambium az évgűrű teljes szélességében egyenletesen hozza létre a tracheákat, ez tehát egy szórt likacsú heteroxil fa.



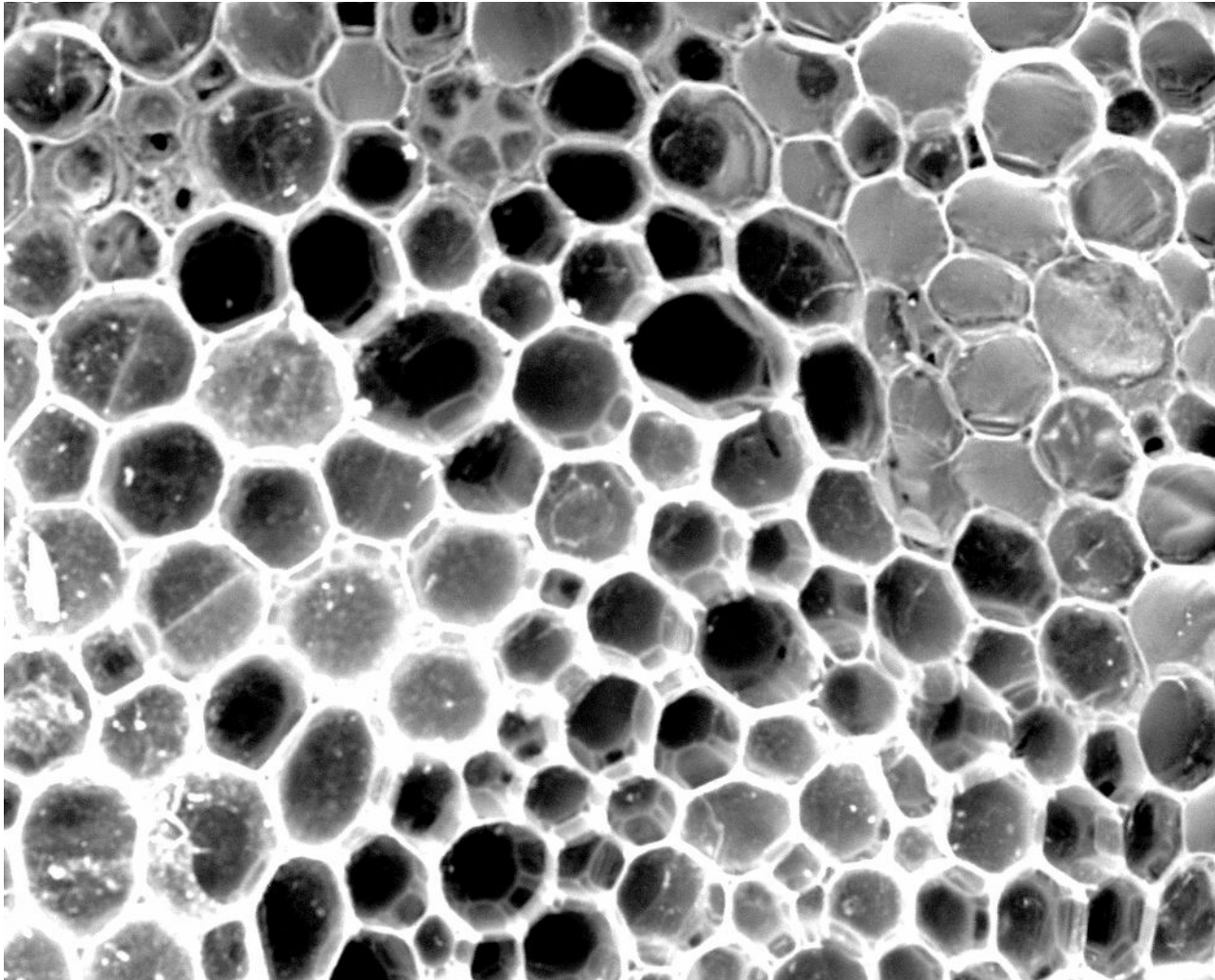
Kősejtek csoportja körte (*Pyrus communis*) termésfalból. A kősejtek általában nem egyesével, hanem halmazokban, csoportokban vannak jelen, ezeknek kizárólag szilárdító szerepe van és a faluk nem bomlik le az érés során. A vastagodott falú sejteknek lényeges funkciójuk lehet, elsődlegesen a szilárdítás, másodlagosan lehet tápanyag raktározás is. A kősejtek általában megőrzik sejtkapcsolataikat, ezért a rendkívül vastag sejtfaalon csatornák húzódnak a szomszédos sejtek felé. Ez a csatornás sejtfaalvastagodás. A kősejtek bizonyos esetekben lebonthatják a sejtfaalukat, ezzel biztosítják bizonyos gyümölcsök érése során a puhulást, és a sejtfaal lebontásából felszabaduló szénhidrátok a gyümölcs édesedését is pl. a birsnél vagy a vadkörteénél. A csonthéjasok endokarpiumában lignifikálódott falú, élettelen kősejtek vannak.



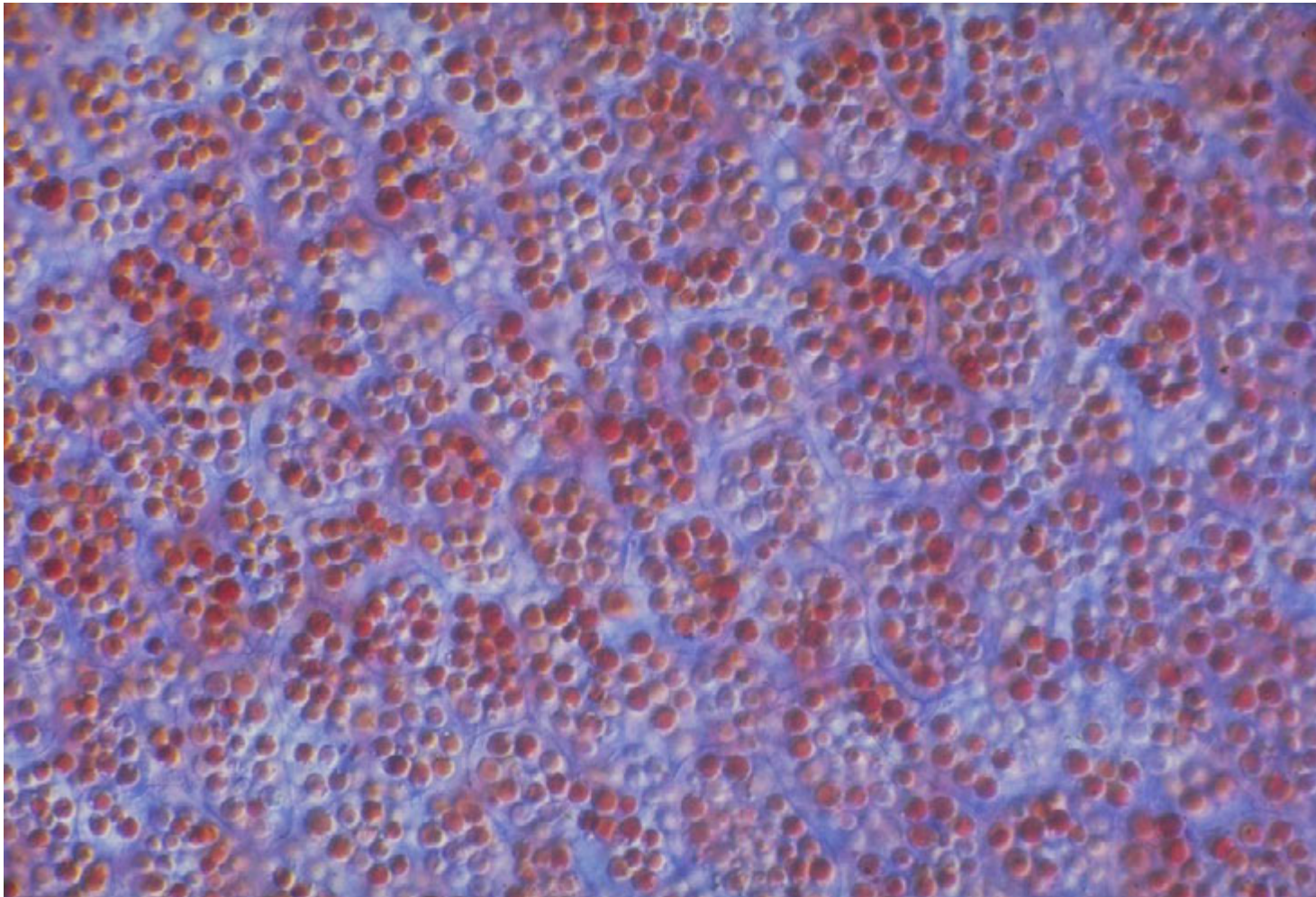
Mandula (*Amygdalus communis* L.) endokarpium szklereidái. A csonthéjasok jellegzetessége, hogy a mag körüli endokarpium csontárrá alakul. A kezdetben parenchimatikus sejtekből álló, még fiatal endokarpiumban brachioszklereida csoportok kezdenek differenciálódni. Ezek a csoportok idővel összeérnek és egységes szklereida tömeget képeznek, kialakítva a csontár kemény rétegét. A szomszédos sejtek plazmodezmás kapcsolatot alakítanak ki a csatornás sejtfalvastagodásba benyúló plazmarészekén át. A képen alul még differenciálatlan parenchima és szklereidák izolált csoportja is látható.



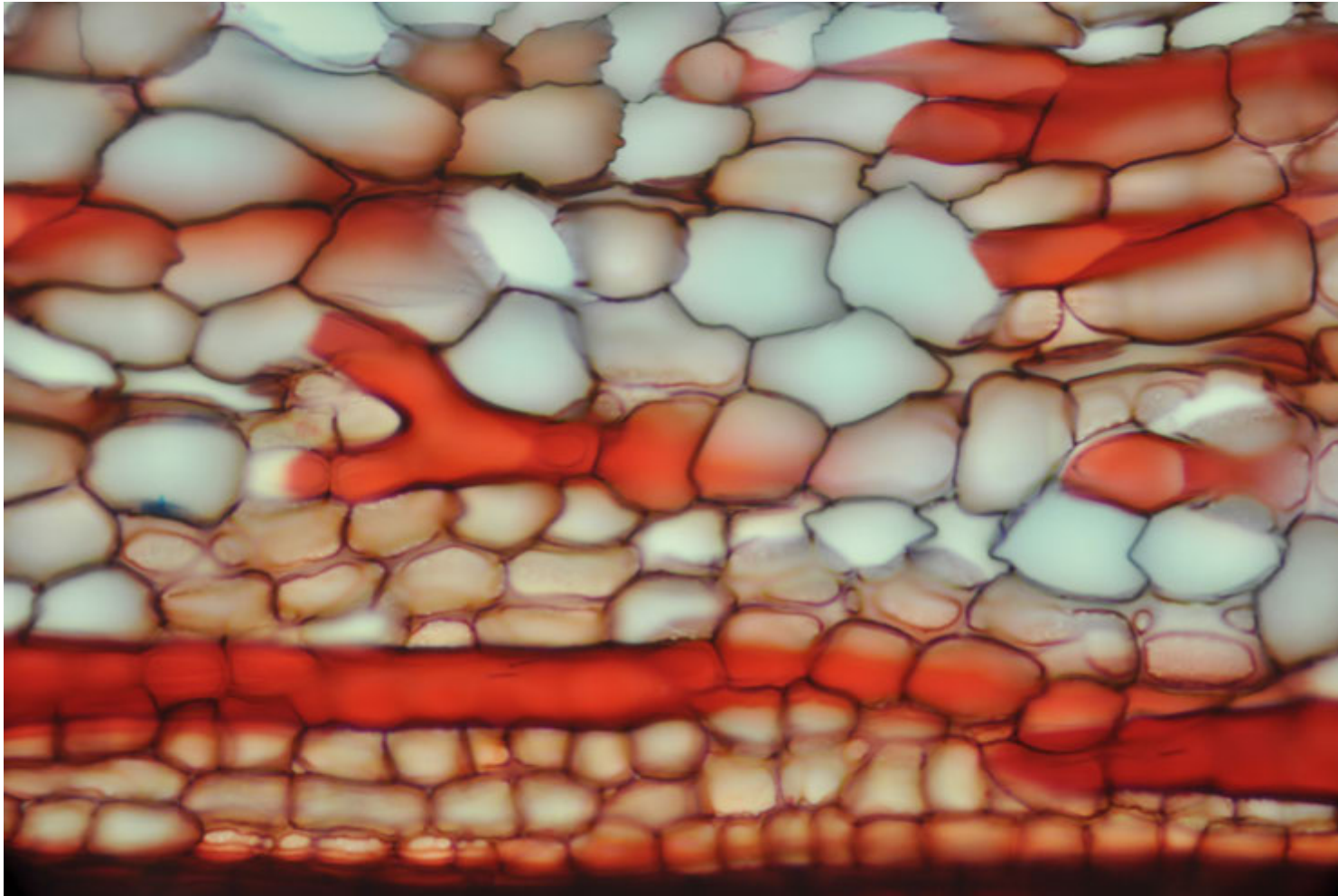
Körte (*Pyrus communis* L.) terméshúsból izolált kősejtek csoportja konfokális lézerszenning mikroszkópban. A körte termésfalában előforduló kősejtek a szilárdító alapszövetek egyik típusát képviselő brachioszklereidák közé tartozik. Ezek az extrém módon megvastagodott falú sejtek lokális lokális támasztékot nyújtanak a radiálisan körük szerveződő, nagyméretű, vékony falú mezokarpiális sejteknek. A szomszédos szklereidasejtek csatornás sejtfalvastagodásokon keresztül vannak kapcsolatban. Ezek az akár elágazó csatornák a középlemezig húzódva az ott kialakuló plazmodezmákon keresztül kapcsolatot biztosítanak a szomszéd sejt csatornája felé. A sejt-lumen részlete és a csatornák különösen szépen látszanak a bal alsó sejten, a csatornák végei, mint pórusok jelennek meg a jobboldali sejtek felületén.



Vékonyfalú parenchimasejtek. Scanning elektronmikroszkópos képen a laza bélszöveti sejtek csoportja látszik. Szárak, ritkábban gyökerek legbelső szövetét alkotják. Ezt a szövetet tekintik a növényi alapszövet legkevésbé differenciált típusának.

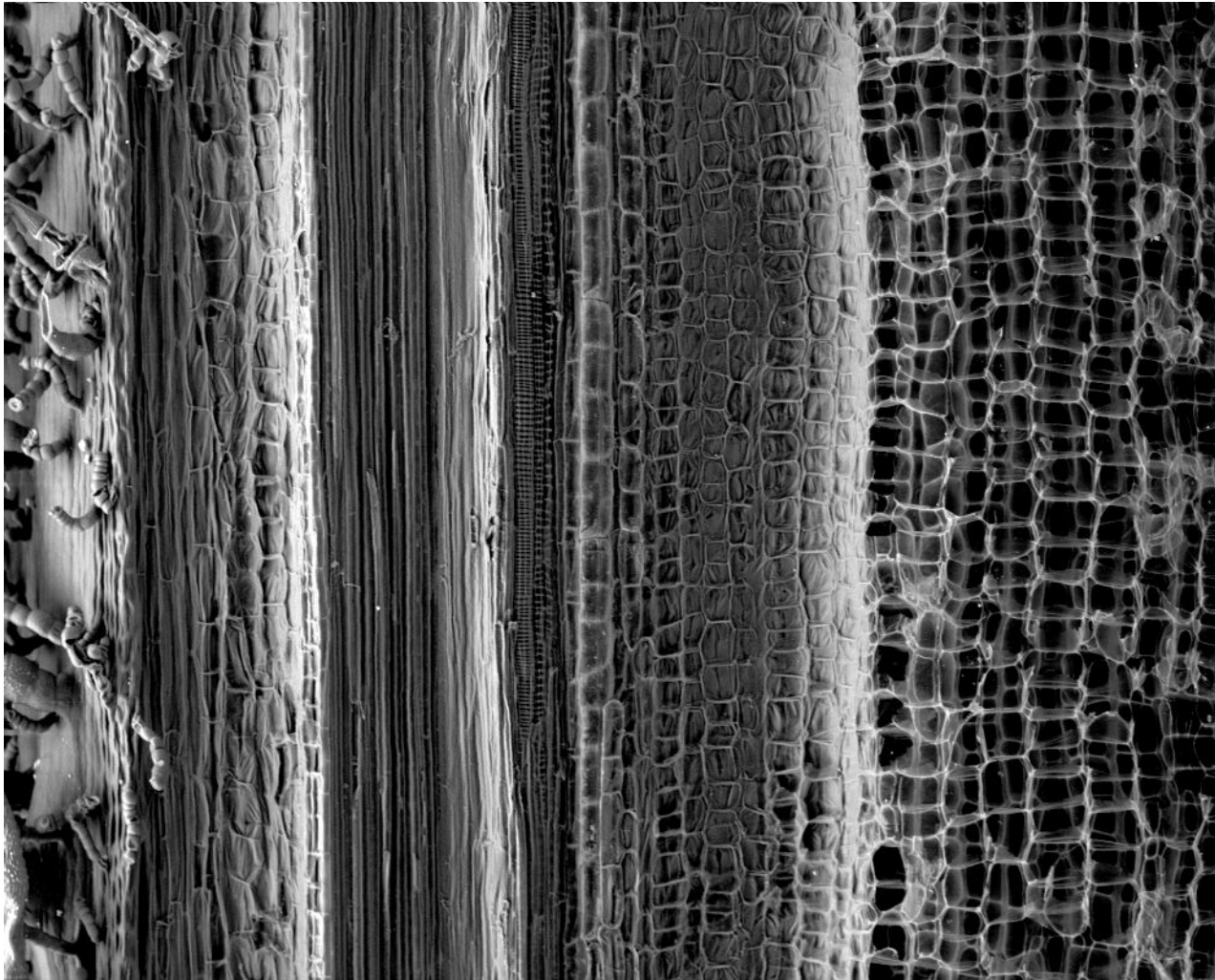


Ricinus (*Ricinus communis* L.) magjának endospermiuma Szudán III. festékkel megfestve. Mint sok más növénynél, a ricinus magjában is nagy mennyiségű táplálászövet van endospermium formájában. Ez a ricinusban főleg lipideket tartalmaz, fehérje és keményítő kevesebb található benne. A lipofil Szudán III. festék a lipid cseppekben oldódik, téglavörös színt adva azoknak. Csírázáskor az embrió fejlődéséhez szükséges energia a lipidek lebontásából származik, tehát áttételesen az előző sporofiton által megtermelt anyagokat hasznosítja. Ez a folyamat addig tart, míg a sziklevelek megzöldülésével a fejlődő csíranövény önálló fotoszintézissel fedezni nem tudja a test további felépítéséhez és a működéshez szükséges energiafelhasználást.



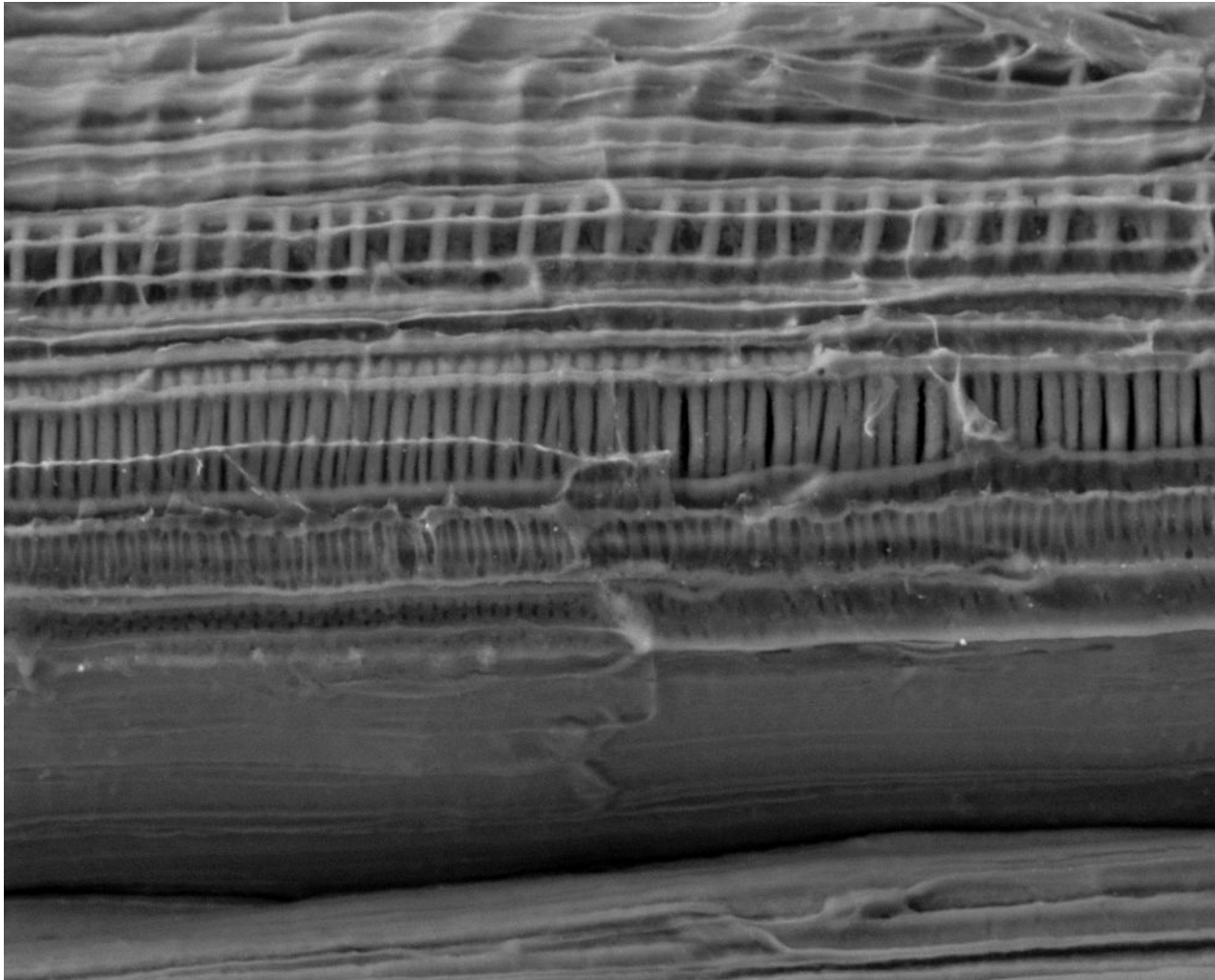
Mikulásvirág (*Euphorbia pulcherrima*) szárának elsődleges kéreg alapszövete. A kutytejfélek tejnedvet választanak ki az alapszöveteikben. Ezek a tejnedvek tejcsővekben jönnek létre. A tejcsővek módosult parenchimasejtek, melyek úgy differenciálódnak, hogy végül a sejtek által kiválasztott anyagok és a citoplazma maradványai, vagyis a sejtek tartalma teljes egészében tejnedvvé alakul. Ez a kiválasztó sejtek pusztulásával jár. A tejnedv terpéneket, keményítőt, csersavat, rossz ízű, csípős és mérgező anyagokat egyaránt tartalmazhat. Egyrészt raktároz, másrészt védi a növényt a károsítóitól. A tejcsővekben túlnyomás van, ezért a növény sérülésekor a feltűnő fehéres vagy néha színes tejnedv

gyorsan ömlik a felszínre. A levegőn gyorsan polimerizálódik, lezárja a növény sérülését és a károsítson is nehezen lemosható bevonatot alkot. És nem utolsó sorban az íze is emlékeztet.

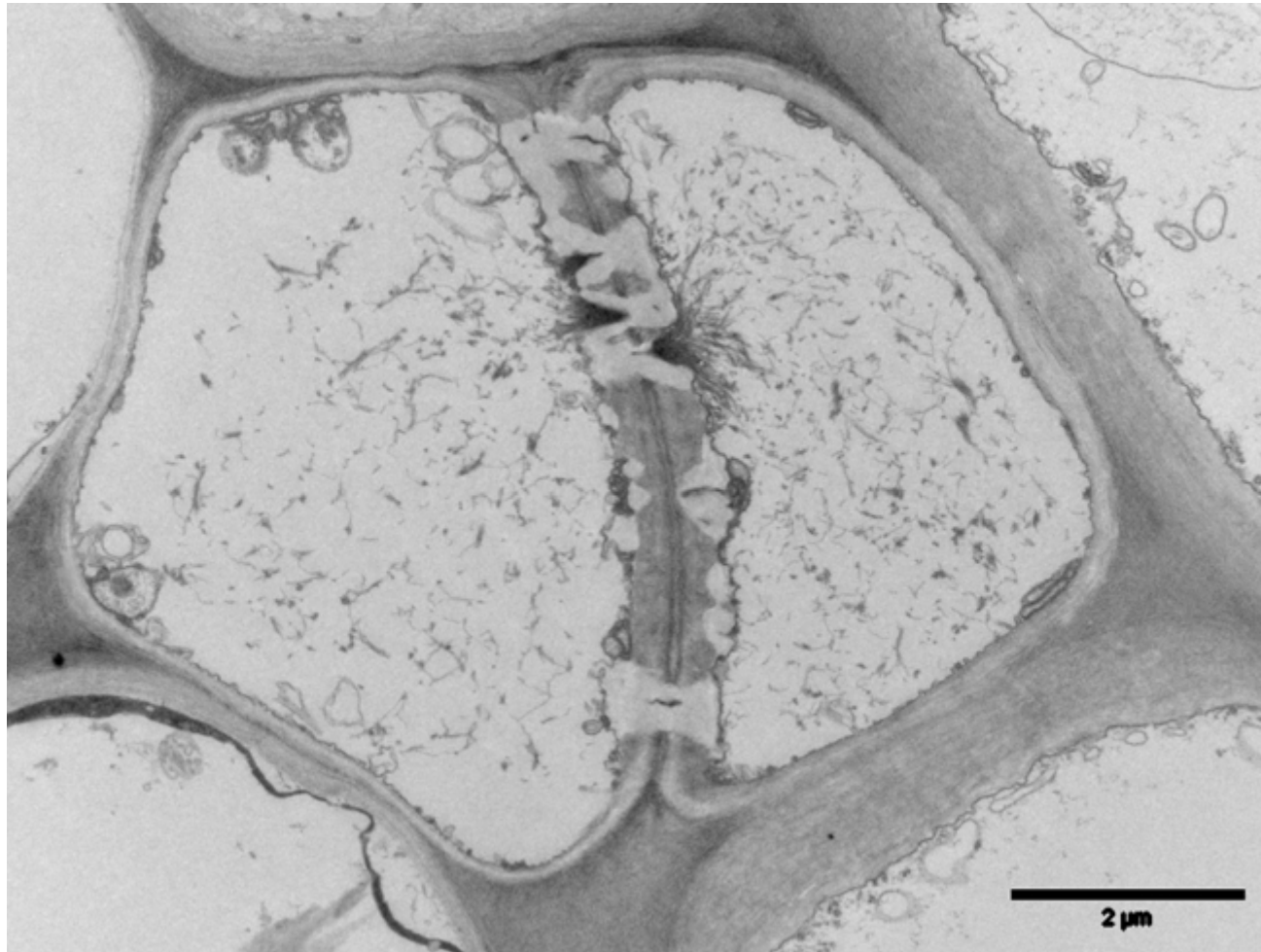


Napraforgó (*Helianthus annuus L.*) szár hosszmetsete scanning elektronmikroszkópban (SEM). A kép érdekessége, hogy Natural SEM eljárással élő, víztartalmú, nem aranyozott mintáról készült. A baloldalon látszik a szár felszíne, rajta többsejtes, kunkorodó fedőszőrökkel, míg a kép alsó ötödének magasságában egy serteszőr többsejtes alapja látszik. Az epidermisz alatt kollenchimatikus sejtekből álló hipodermisz és az elsődleges kéreg parenchimatikus sejtjei látszódnak, amit a hancs feletti szklerenchima köteg hosszú, megnyúlt sejtjeinek rétege követ. A hancs vékony falú sejtjein belül a spirális és gyűrűs vastagodású xilém elemek vannak. A kettő közötti kambium kisebb és

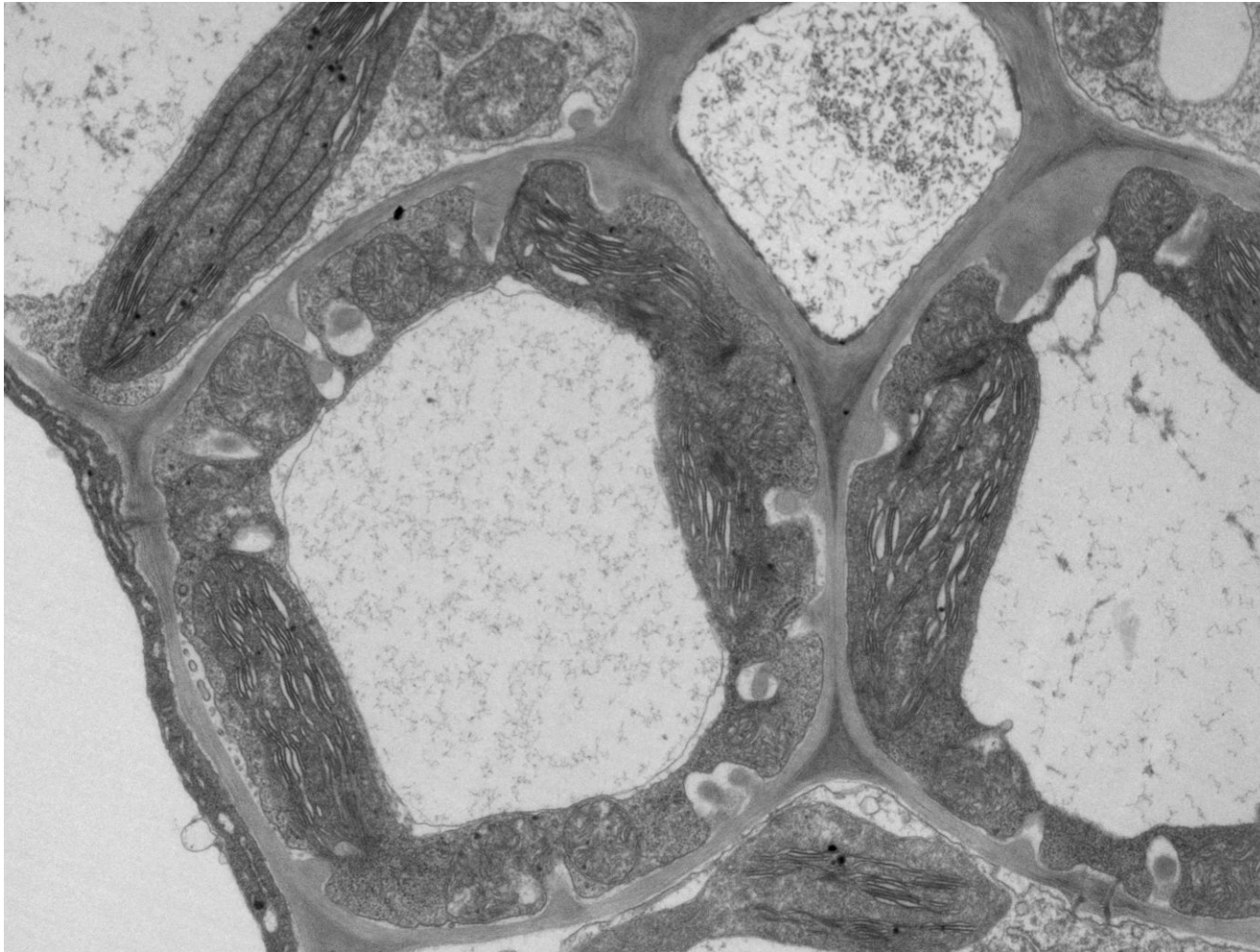
vékonyabb falú sejtjei a kis nagyítás miatt itt nehezen különíthetők el. A kép jobb oldalán a bélparenchima tömörebben-lazábban elhelyezkedő, ebben a metszési síkban szoros illeszkedést mutató, négyszögletes sejtjei figyelhetők meg.



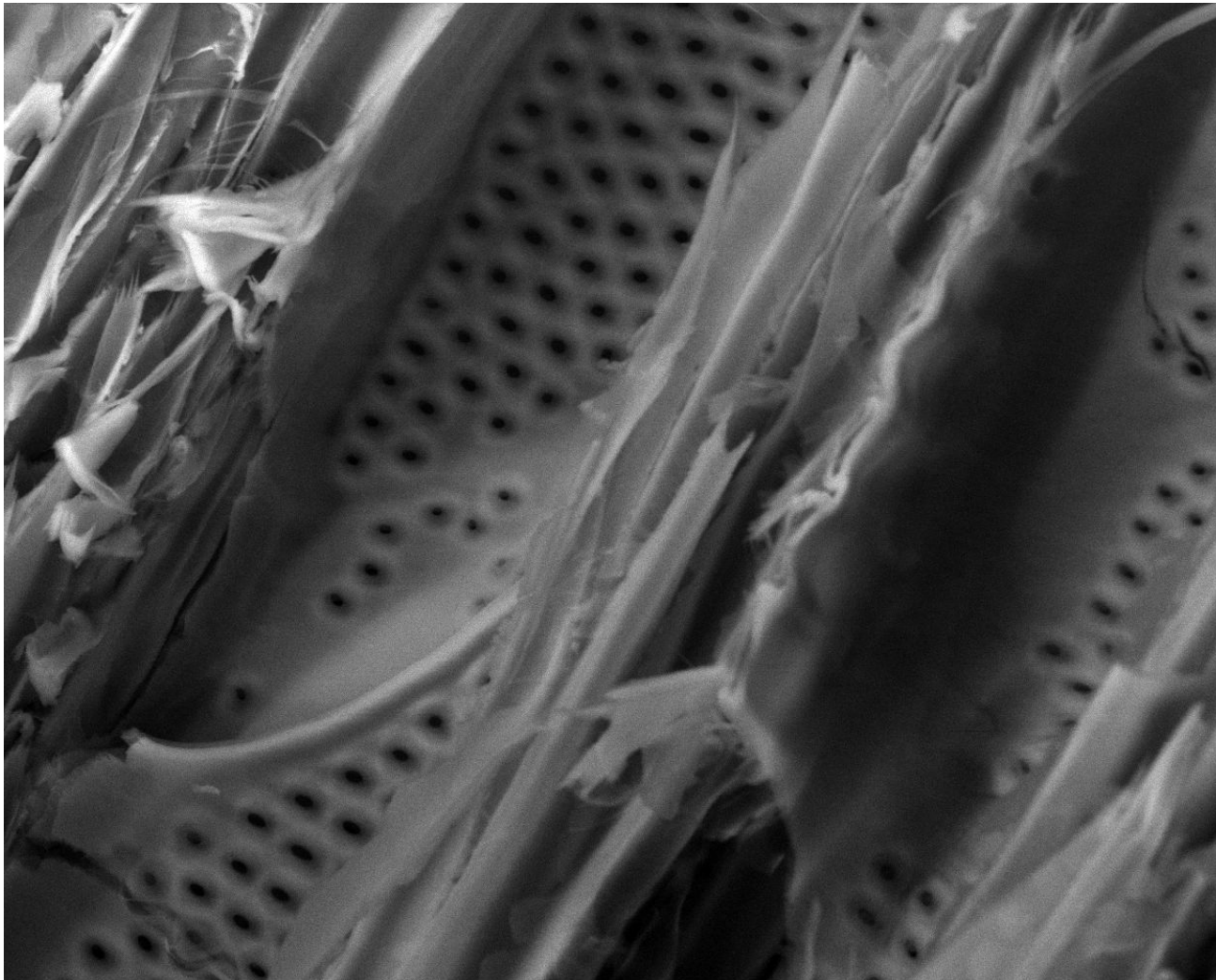
Xilém sejtjes elemei napraforgó (*Helianthus annuus L.*) szár hosszmetztén. A Natural SEM leképzéssel is jól látszanak nagyobb nagyításban a xilém tracheáinak gyűrűs és spirális sejtfallvastagodásai. A tracheák mellett vékony falú, megnyúlt faparenchimasejtek vannak.



Rostacső tagok közötti kapcsolat paprika (*Capsicum annuum*) levélnyel szállítónyalábjában. A rostacső tagok közötti pórusoknál jelentős kallóz lerakódás látszik csaknem homogén, világos területek formájában. A szálas anyag a P-protein, ami elektronmikroszkópos képeken gyakran a pórusok környékén figyelhető meg.

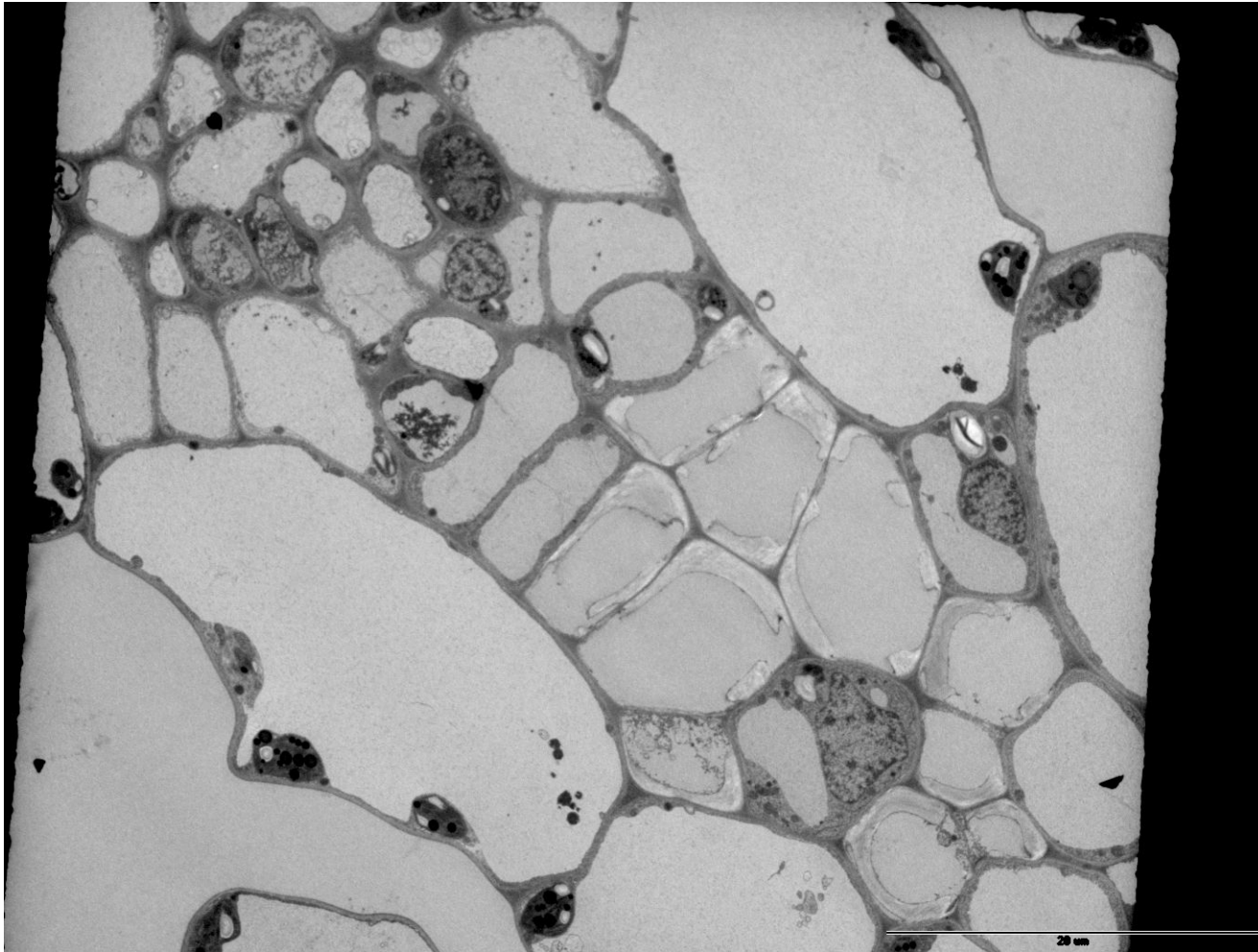


Napraforgó (*Helianthus annuus*) levélrben rostacső melletti transzfersejtek. A bal felső saroknál és alul egy-egy nyalábhüvely parenchimasejt részlete látszik plasztisszal. A két transzfersejt szinte kitölti a képet. Egységes központi vakuólum van a sejtekben, de a plazmabélés nem vékony, a jellegzetes sejtfallnyúlványok messze belenyúlnak. A nyúlványok közé mitokondriumok helyeződnek. Ezek biztosítják a rövidtávú transzport energiaellátását, ami a transzfersejtek fő funkciója.

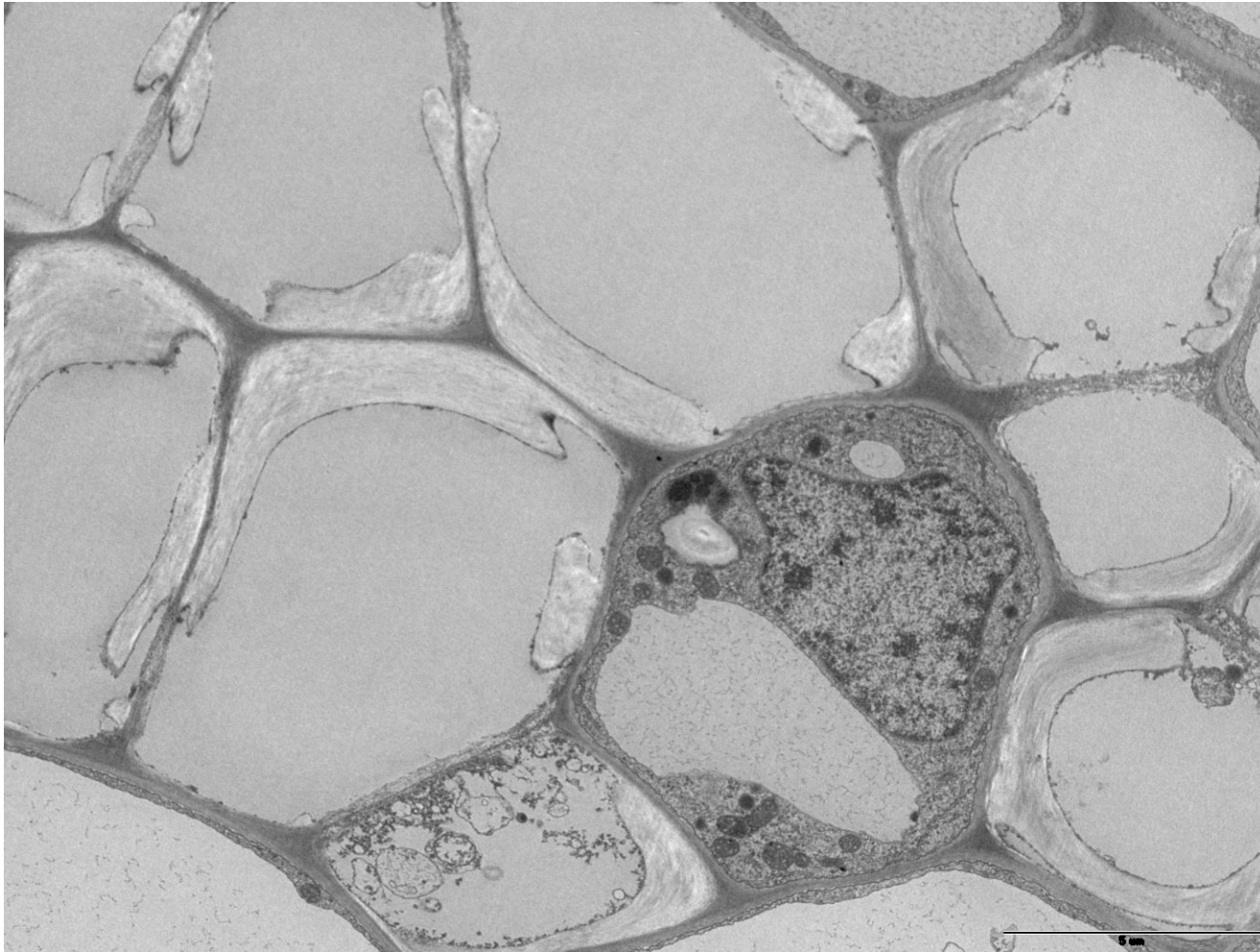


Farész trachea sejtfalvastagodása scanning elektronmikroszkópban (SEM). A zárwatermő fatestet felépítő xiláris elemek közül legváltozatosabb és leglátványosabb sejtfalvastagodásokkal a tracheák rendelkeznek. A Natural SEM használata lehetővé teszi a nem aranyozott fatest minta leképezését visszaszórt elektronokkal. A gödörkés

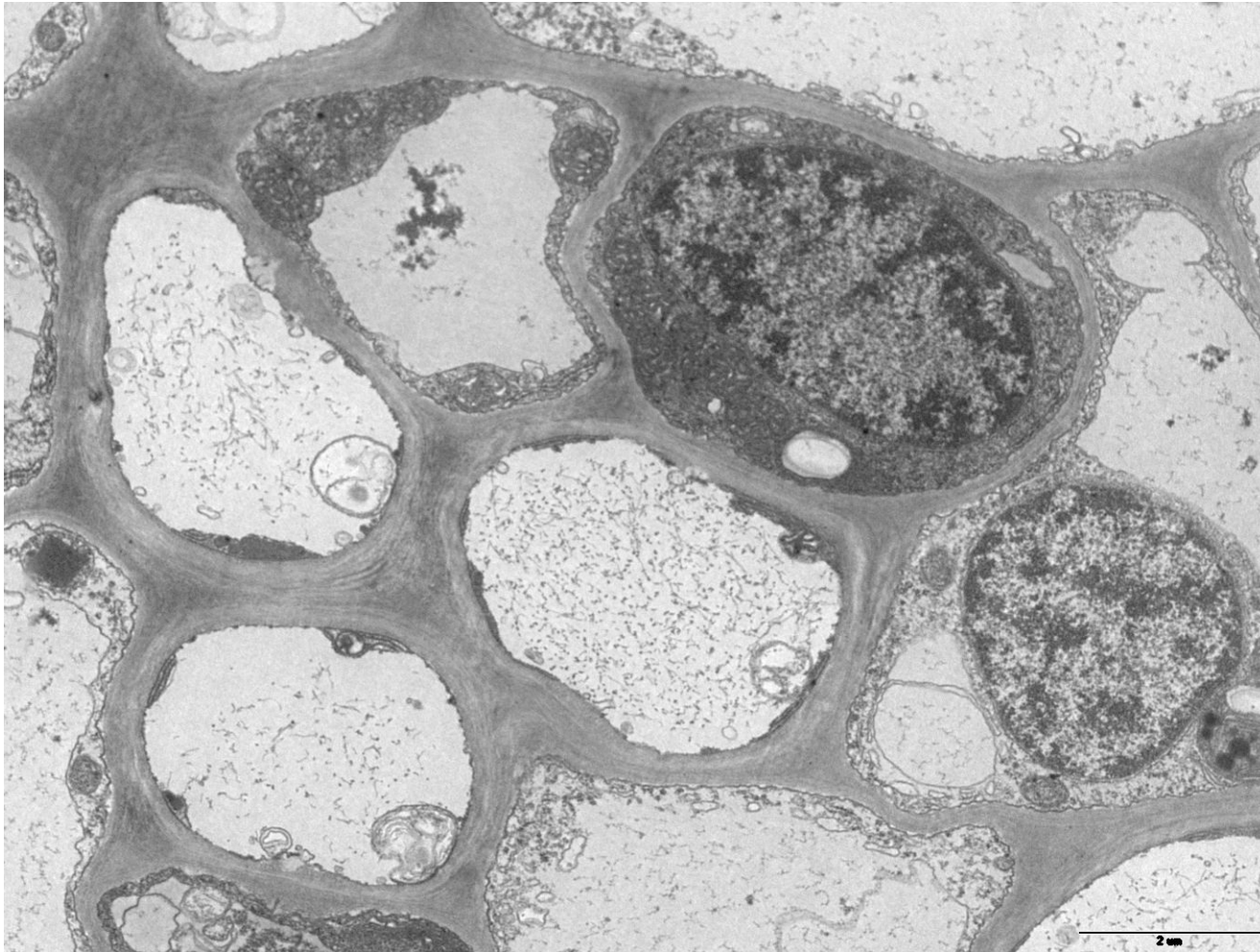
sejtfalvastagodások tömege látszik felnyitott tracheában, a gödörkék alakja fajtól függően ék alakú, kerek, ovális, stb. lehet, de vannak átmenetek a hálózatos és spirális alak felé is. A trachea tag végfala ferde, perforált.



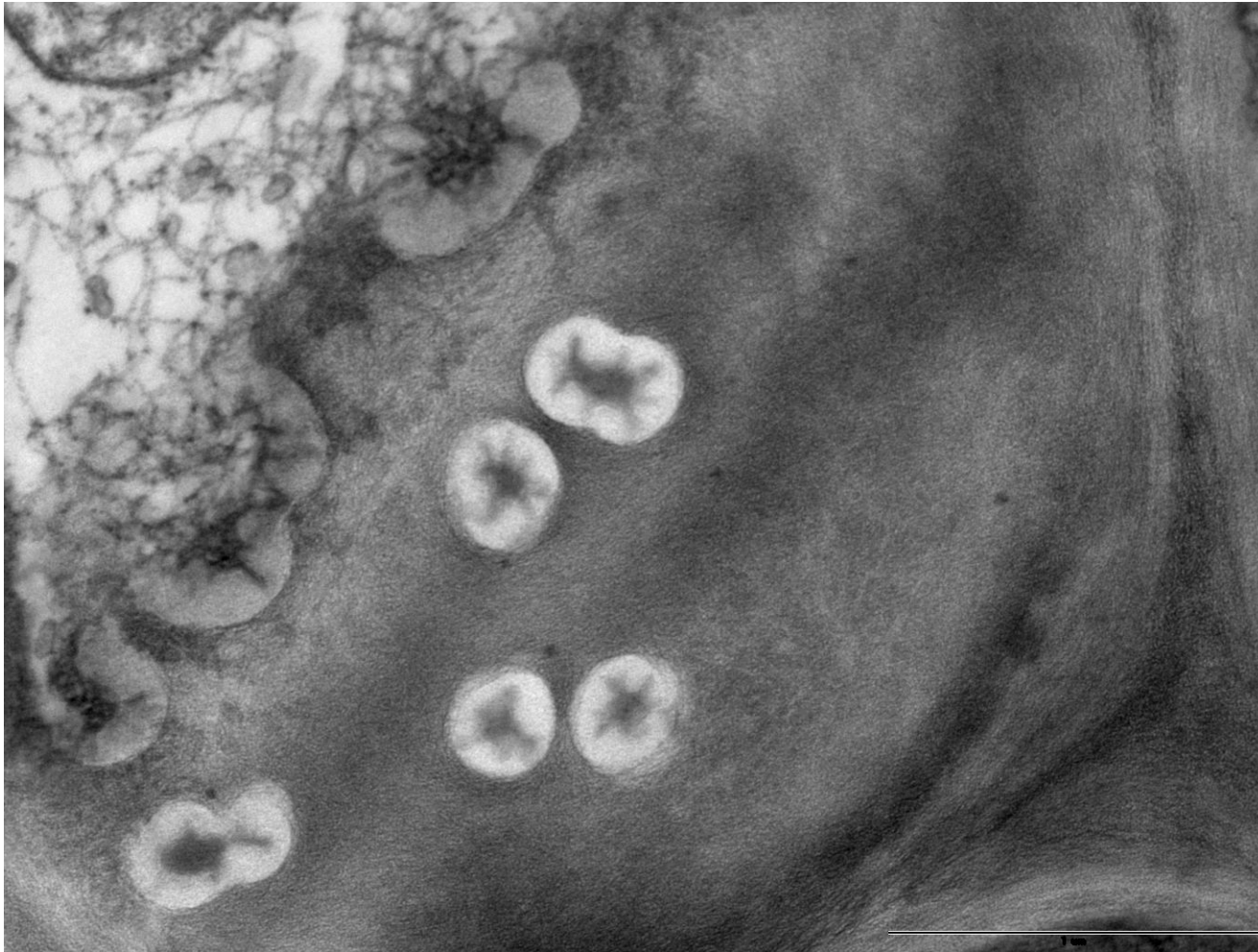
Szállítónyaláb paprika (*Capsicum annuum*) leveléből. Ez a kisméretű, a levél mezofillumában elhelyezkedő nyaláb minden szállítószöveti sejtípust tartalmaz, tehát a floem és xilém egyaránt kialakul, és működik. A levél adaxiális oldala a jobb alsó sarok felől van, itt láthatók a xilém sejtei. Jellemző a tracheidák sejtfallvastagodása, a sejtek citoplazmát már nem tartalmaznak, hiszen differenciációjuk teljes. A farészben csak a faparenchima sejtei élők. A háncs számos rostacső és kísérősejt keresztmetszetét mutatja.



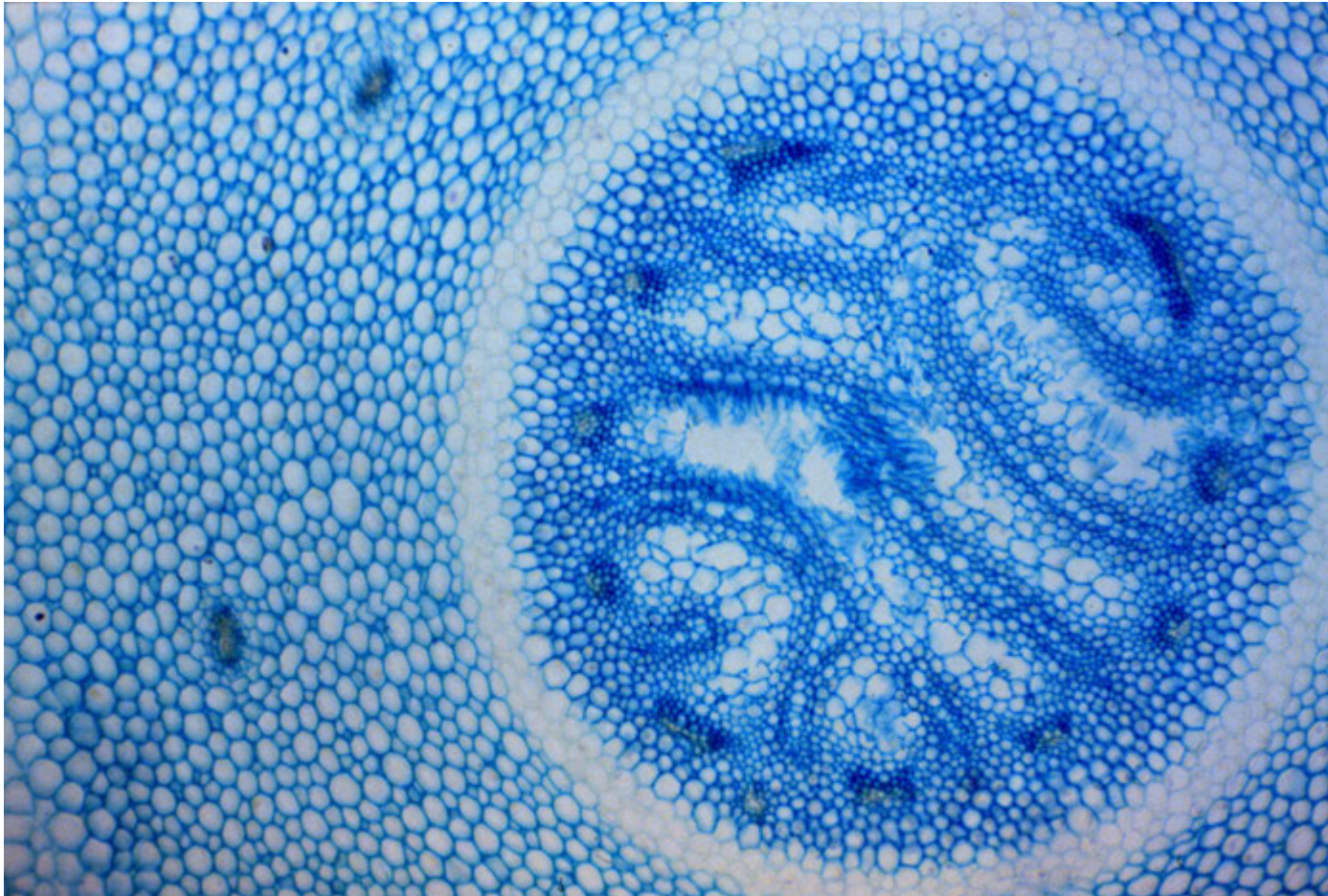
Szállítónyaláb farésze paprika (*Capsicum annuum*) leveléből. A tracheidák falának egyenlőtlen, lebenyes vastagodása csak látszat, a spirális-hálózatos vastagodás részletei jelennek meg így a metszés miatt. Az élő faparenchimasejt szerkezete látványosan elüt a környező, elhalt sejtektől.



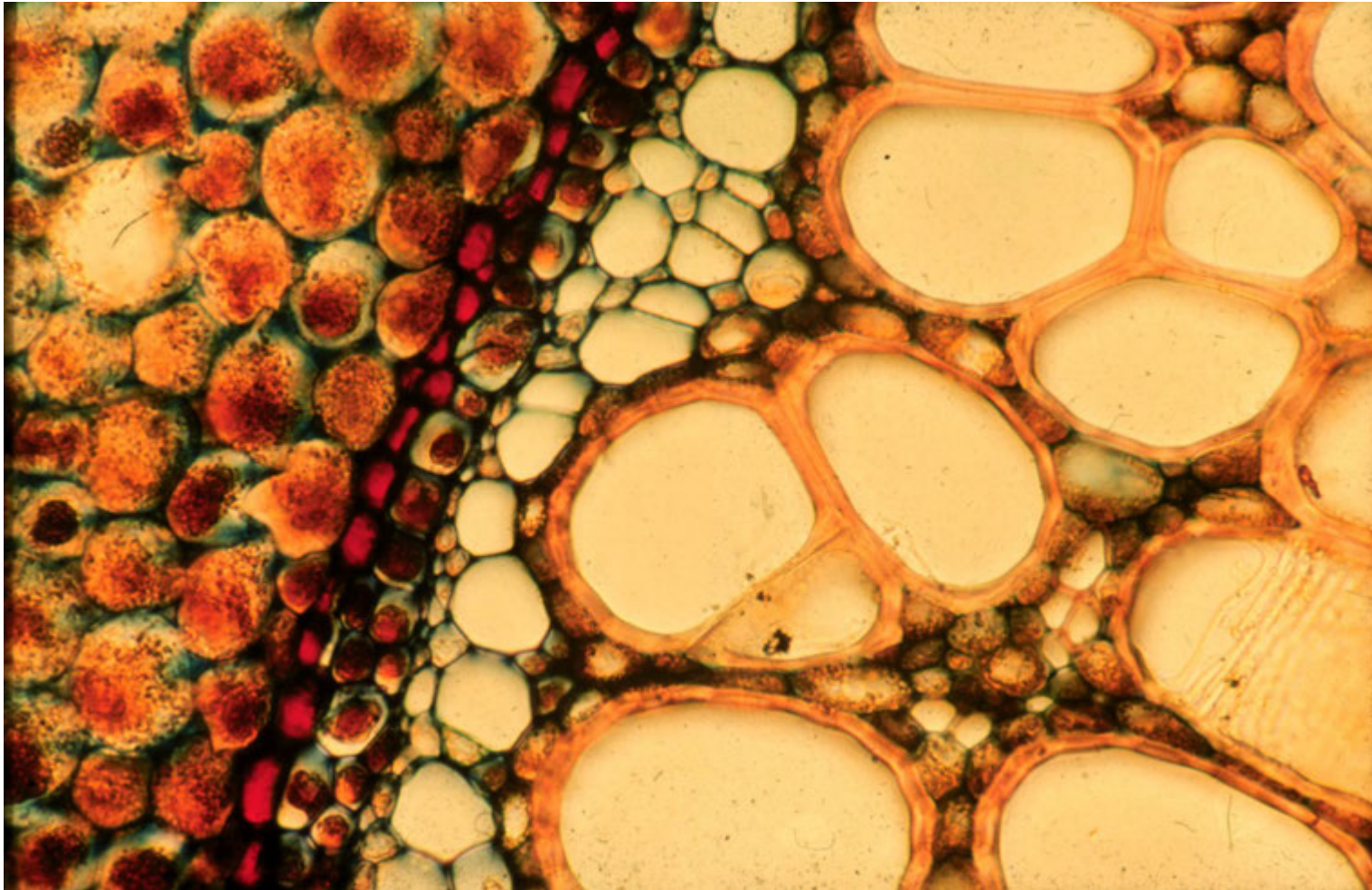
Szállítóyaláb háncsrésze paprika (*Capsicum annuum*) leveléből. Több rostacsó keresztmetszete is látszik a felvételen. Jellemző a P-protein jelenléte és a sejtfal mellett húzódó plazmamembrán valamint a citoplazma maradványa. Az utóbbiban csak néhány, erősen átalakult organelum marad meg, ezért a sejtek első pillantásra üresnek tűnnek. A kísérősejtek dús plazmája és nagy sejtmagja alapvetően más megjelenést ad ezeknek a sejteknek.



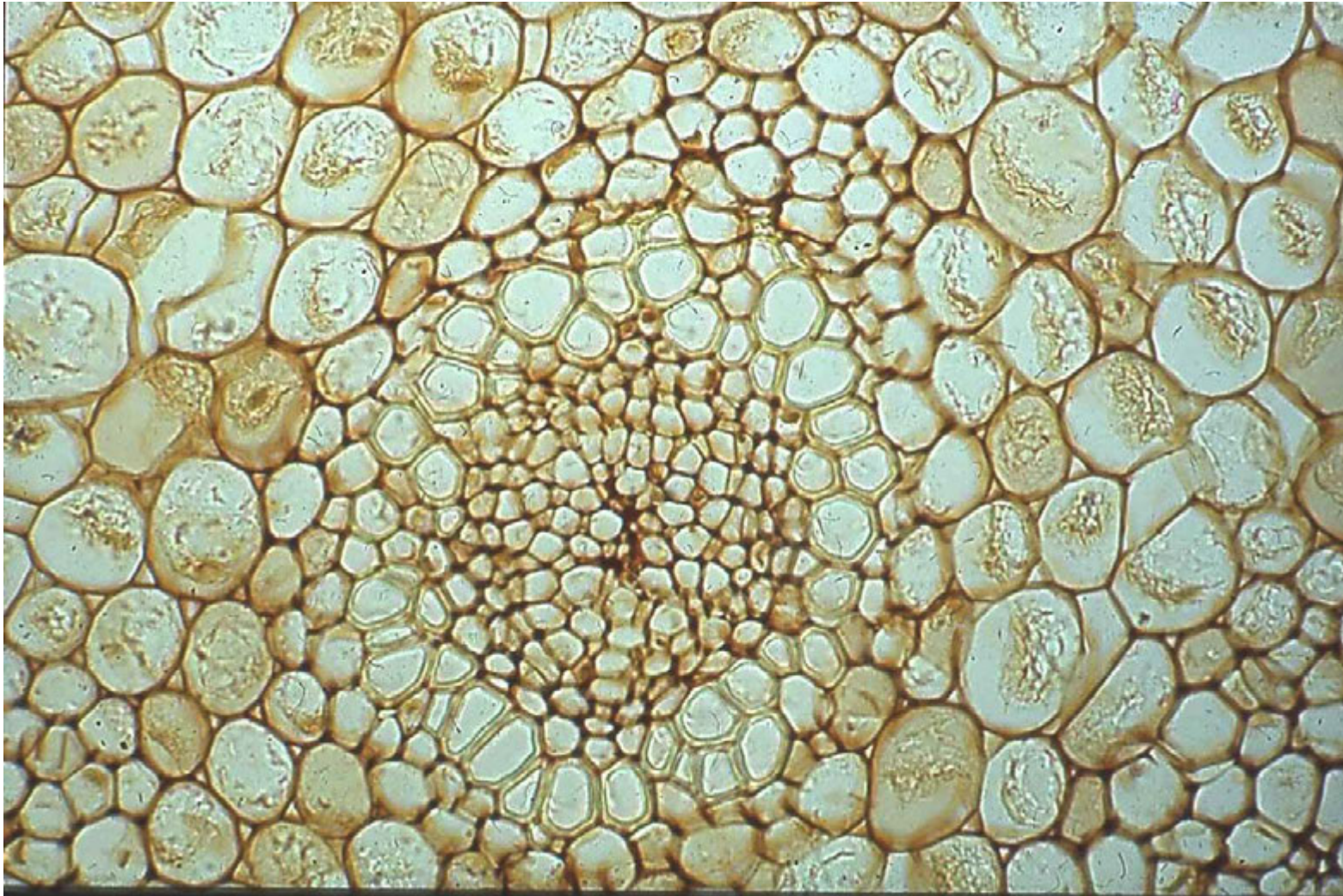
Napraforgó (*Helianthus annuus L.*) rostacső harántfalának részlete. A rostacsőben történik a szervesanyagok szállítása. Ennek érdekében a rostacsőtagok speciális strukturájúvá differenciálódnak, amely folyamat része, hogy a végfalaikon pórusok alakulnak ki. Egy ilyen végfal ferde harántirányú metszete látható a képen. A kép jobb alsó sarkában rálátunk a végfal felszínére, míg a bal felső sarokban a sejttöregben található P-protein szálai látszanak. A harántfalon világos gyűrű formájában kallóz lerakódás figyelhető meg a pórus körül. A kallóz termelésével vagy oldásával a növény szabályozni tudja a pórusok méretét, ezzel a transzport lehetséges sebességét. A rostacső inaktiválásakor a pórusok eltömődnek kallózzal. Ez lehet időleges, de lehet végleges is.



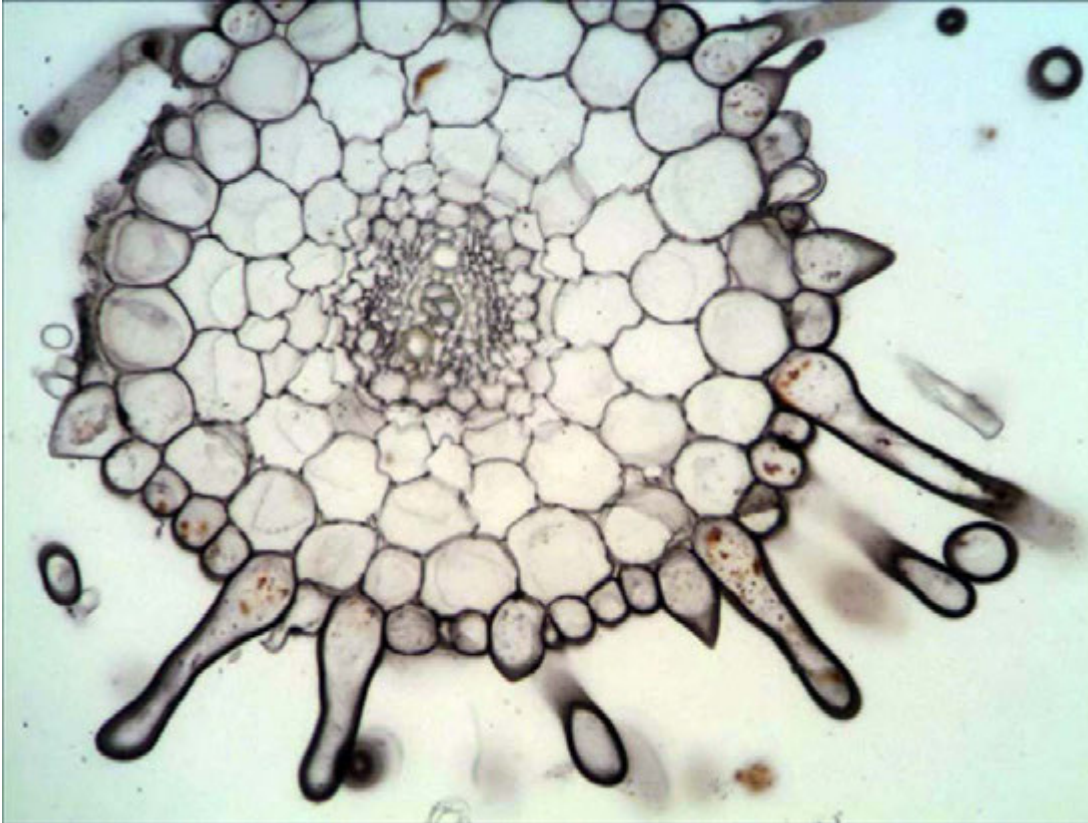
Kapsos korpafű (*Lycopodium clavatum*) szár keresztmetszet részlete. A szár világos sejt sorokkal határolt központi hengere jól elkülöníthető az elsődleges kéregtől. Az endodermisszel körülvett központi henger szinte teljes területét a szállítószövet foglalja el. A korpafű a protosztéle egyik változatával, a plektosztélével rendelkezik, amiben a xilém és a floem lemezesen egymás mellett helyezkedik el, több rétegben. A kisebb átmérőjű sejtekből felépülő floem jól elválik a világos lumenű, nagy átmérőjű xilém elemektől. Az elsődleges kéreg parenchimájában látható két sötétebben festődő sejtcsoport két levél nyomnyalábja, melyek a központi henger szállítószövetének perifériális részéhez csatlakoznak.



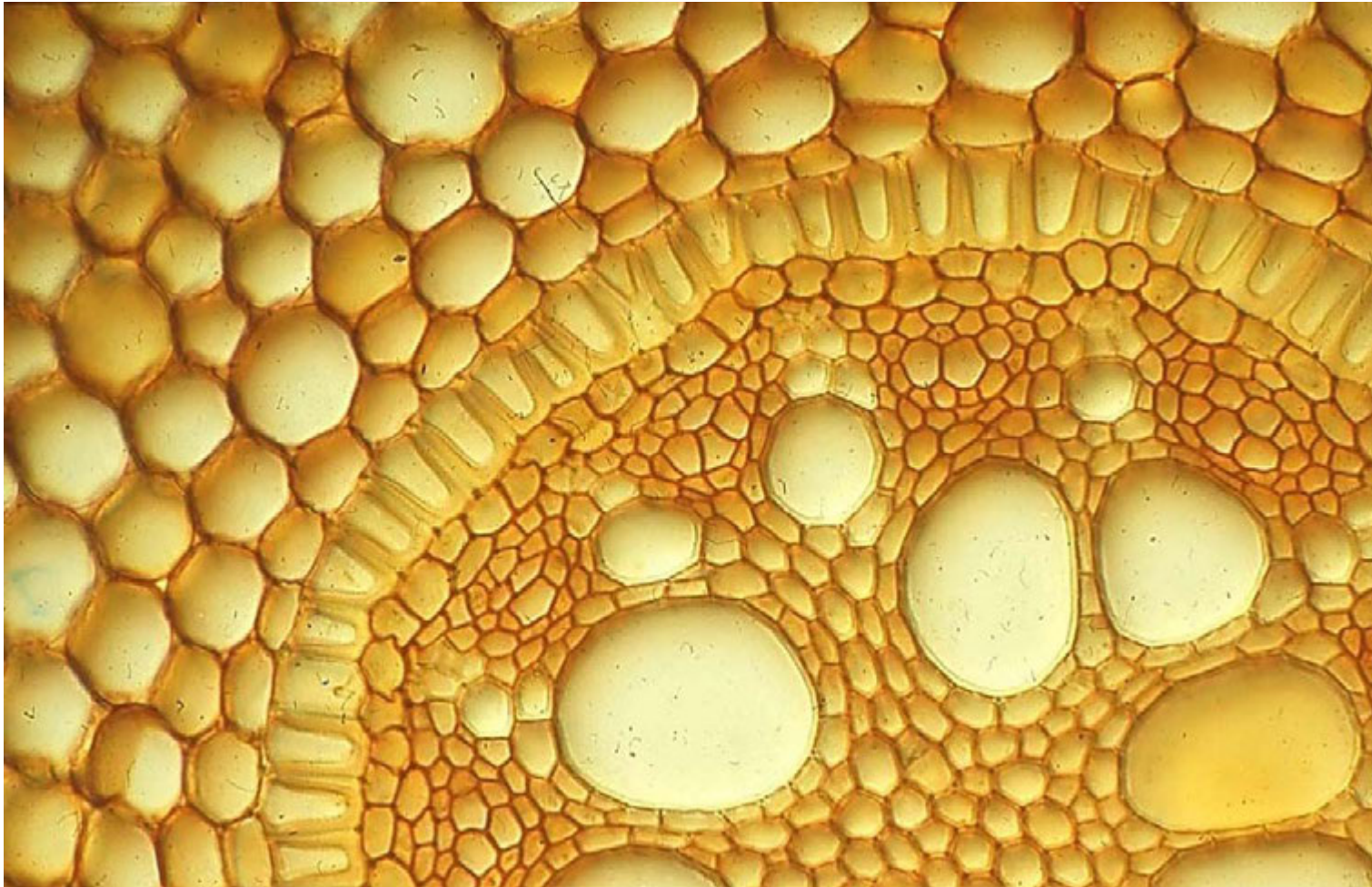
Saspáfrány (*Pteridium aquilinum*) rhizómájából keresztmetszetéből részlet. A hadrocentrikus szállítónyalábokat egy endodermiszhez hasonló morfológiájú és funkciójú réteg választja el a nyalábokat magába foglaló raktározó parenchimatól. A nyalábok ilyen formán megfeleltethetők egy-egy egyszerű felépítésű sztélének. Ebben a szárban egyébként is nehéz határt vonni egy diszkrét központi henger és kortex között, mert a nyalábok hálózatot alkotva jelen vannak a teljes keresztmetszetben. Az ilyen szárat diktiosztélés szárnak nevezzük. A hadrocentrikus nyaláb belül egy rostmentes farészből és egy ezt körülvevő rostmentes háncsrészből áll. A kétféle szállítószövet között nem találunk osztódószövetet sem. A kép jobb oldalán a trachea végfal perforációs mintázata látszik.



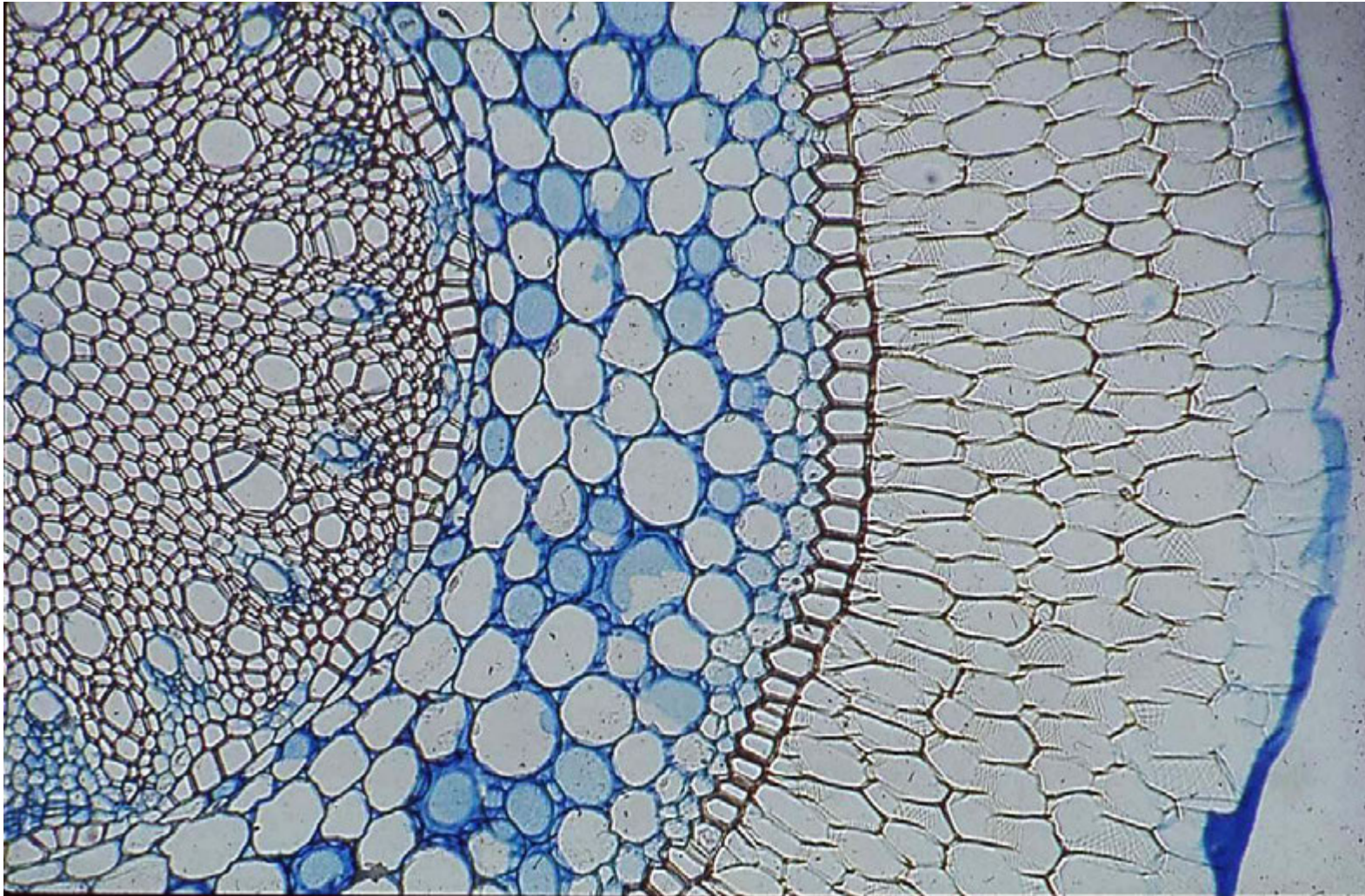
Májusi gyöngyvirág (*Convallaria majalis*) rhizóma keresztmetszet részlete leptocentrikus nyalábbal. A bélparenchima kerek sejtjeitől körbevéve kívül a nyaláb xilém része látszik. Világosabb, kissé szögletesebb sejtjei tágabb lumenűek, mint a centrális helyzetű floem sejtjei.



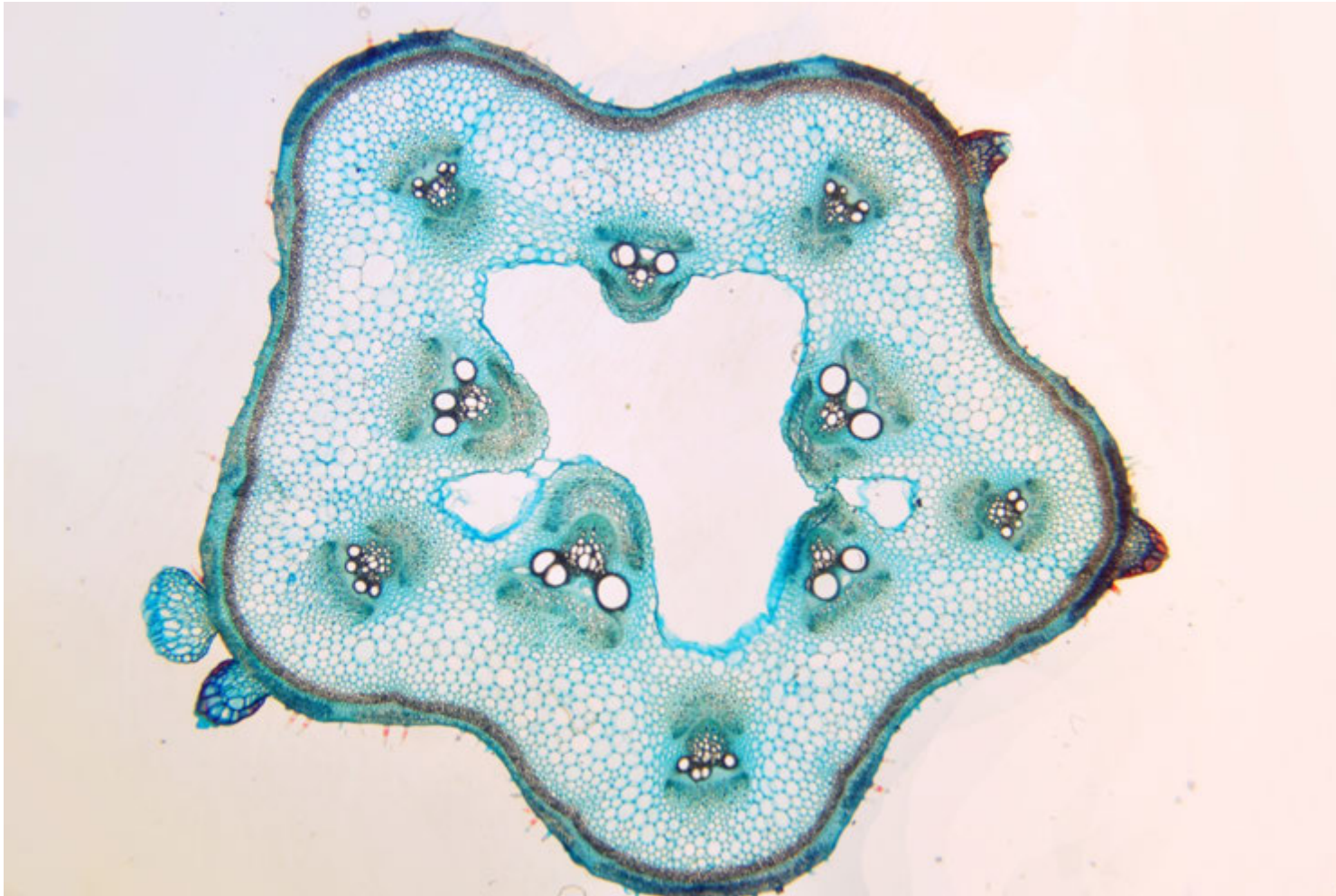
Uborka (*Cucumis sativus*) fiatal gyökér keresztmetszete a felszívási zónából. A kétszikű uborka központi hengerében két fa- és két háncsnyaláb van, a gyökér diarch. Az elsődleges kéreg igen vastag a központi hengerhez viszonyítva. Az elsődleges endodermisz nem különül el látványosan. A gyökérszőrök a rizodermisz egysejtű nyúlványai, feladatuk a felszívási felület megnövelése.



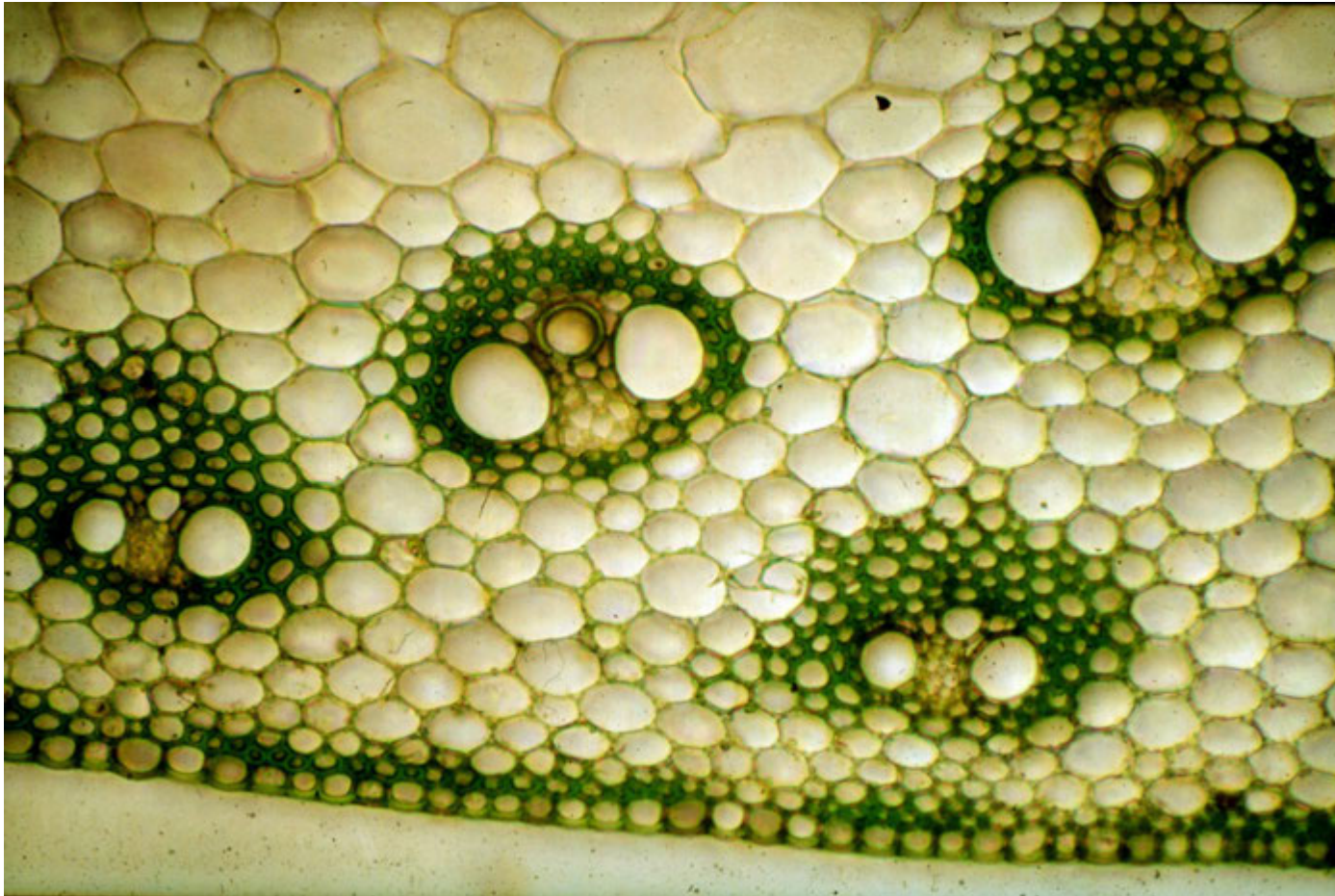
Kék nőszőrom (*Iris germanica*) teljesen kifejlődött, másodlagosan nem vastagodó gyökerének keresztmetszete. A harmadlagos endodermisz U-alakú sejtfalvastagodása szembeütő, egységes sejsort képeznek az elsődleges kéreg és a központi henger határán. Köztük csak elszórtan vannak áteresztősejtek, melyek a két, egymással határos szövettáj közötti transzportot teszik lehetővé, mivel megmaradnak az elsődleges endodermiszre jellemző differenciációs állapotban. A poliarch szerveződésű gyökér fanyalábjai között barnás festődésű, kisebb sejtek csoportja a floem.



Dendrobium sp. (Orchidaceae) valódi léggyökérének keresztmetszete. Az epifita orchideák fejlett, a víz felvételében is jelentős léggyökereket növesztenek. A dermatogénből differenciálódó, több sejtsor vastag, elhalt és hálózatos sejtfalvastagodású sejtekből álló velamen segíti a víz felvételét. Az elhalt sejtek üregébe jutó víz az elsődleges kéreg sejtjein át eljut a központi henger szállítóyalábjába, majd onnan a növény többi részébe. A kéreg sejtjei jelentős mennyiségű kloroplasztiszt és raktározott keményítőt is tartalmaz, így részt vesz a fotoszintézisben és raktározásban is.



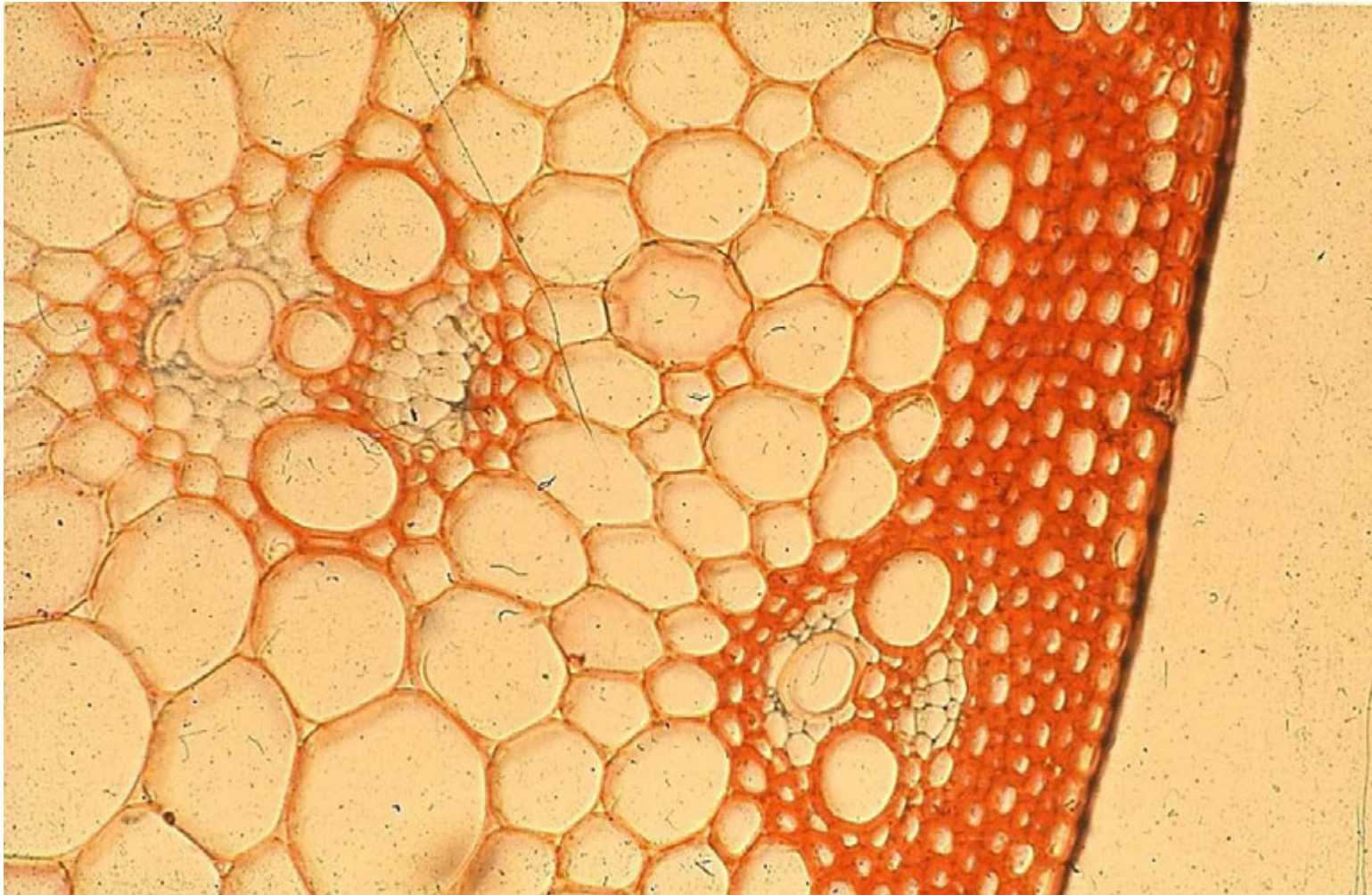
Tök (*Cucurbita pepo* L.) szár keresztmetszete. A más növényekre felfutó, kacsokkal kapaszkodó tökfélék szárán bordák futnak végig, biztosítva a csavarodás lehetőségét és a szilárdítást egyaránt. Ebben az eusztélis szárban a szállítónyalábok két körben állnak. Öt külső helyzetben a bordák alatt, ezekkel alternáló helyzetben 5 beljebb, a bordák közötti részen. A nyalábok bikollaterálisak, tehát a xilémtől befelé és kifelé egyaránt találni floemet. A xilém már ilyen kis nagytás mellett is jól elkülöníthető a hatalmas átmérőjű tracheák kapcsán. Ezekben a nagy átmérőjű vízszállító csövekben intenzív víztranszport folyik, ami a nagy levelek felé biztosítja a transpirációhoz szükséges vizet. A szárban közepén nagyméretű bélüreg látható.



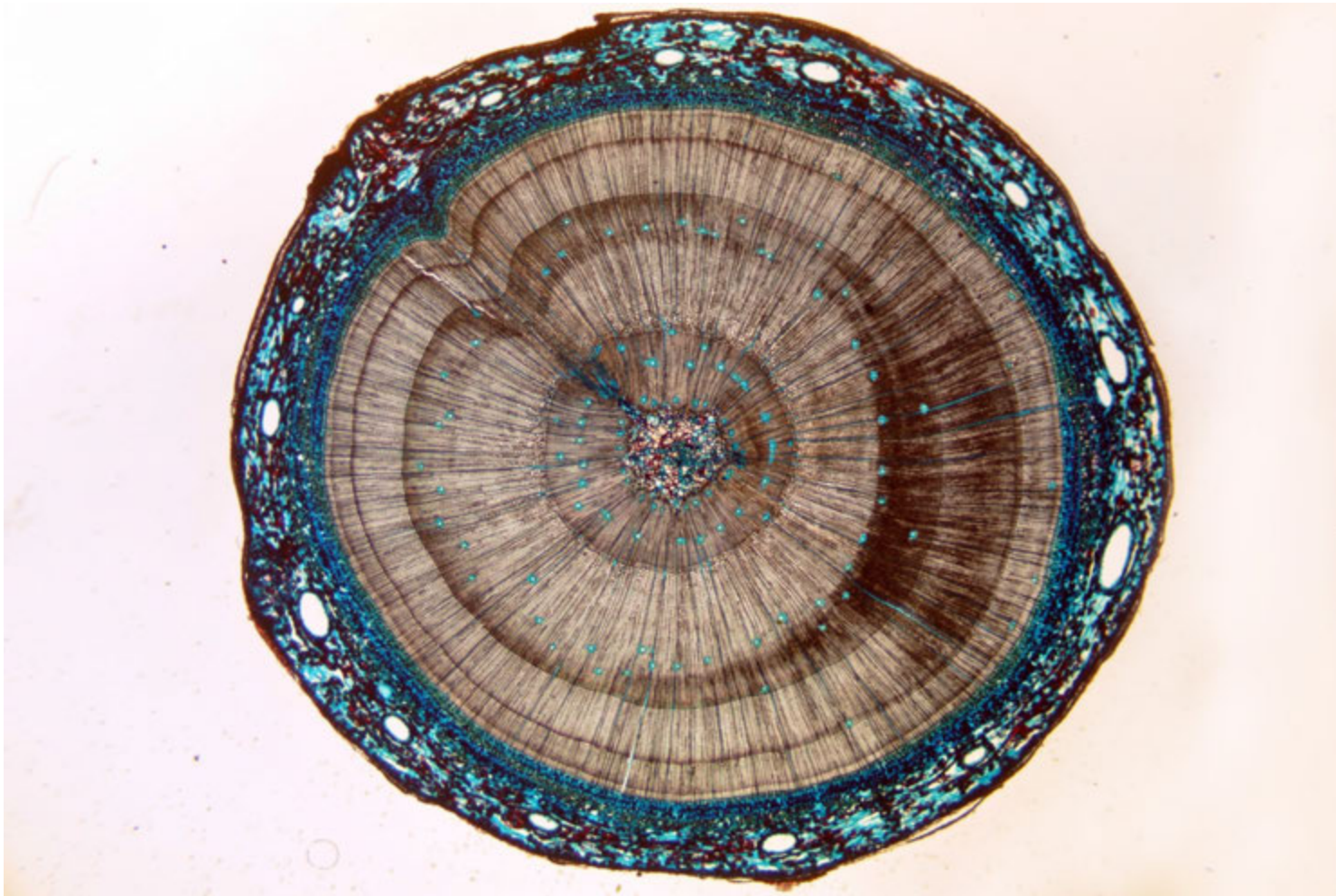
Kukorica (*Zea mays*) szár keresztmetszete. Tipikus, másodlagos vastagodásra nem képes egyszikű szárat látunk. A központi henger és a kortex nem különül el, a kollaterális zárt szállítóyalábok szórtnan helyezkednek el. A bőrszövet alatt szklerenchimatikus hipodermisz látható. A fiatal kukorica szára tömör, idősebb korára a szár középső részén a parenchimában üreg alakul ki. A szállítóyalábokat szklerenchimatikus nyálábhüvely veszi körül.



Búza (*Triticum aestivum*) fiatal szár keresztmetszete. A metszet még zöld, fotoszintetizáló szárból készült. Az egyszikűek szárában ritkán különül el a kortex a központi hengertől. A külső kisméretű nyalábok és a szár felszíne között szklerenchima hidak húzódnak. Ezekkel felváltva asszimiláló alapszövet kötegek metszetei láthatók. Emiatt a fiatal búza szára kívülről vizsgálva zöld-sárga csíkos. Amikor a szár befejezi a fotoszintézist, a klorenchima is szklerenchimává alakul, és a szár egyöntetűen sárgás-barnás színű lesz. A központi hengert parenchima tölti ki, ebben alakul ki az elsődleges vastagodás során egy nagyméretű üreg. A búza érett szára tipikus szalmaszár, kívül szklerenchimával, belül üreggel. A szállítónyalábok a szórtan helyezkednek el, kollaterális zárt nyalábokat figyelhetünk meg. A búza szállítónyalábjaait szklerenchimatikus nyalábhüvely veszi körül. A nyaláb farészében négy nagy üreg látható, ezek egyike szakadással jön létre, nem igazi trachea.

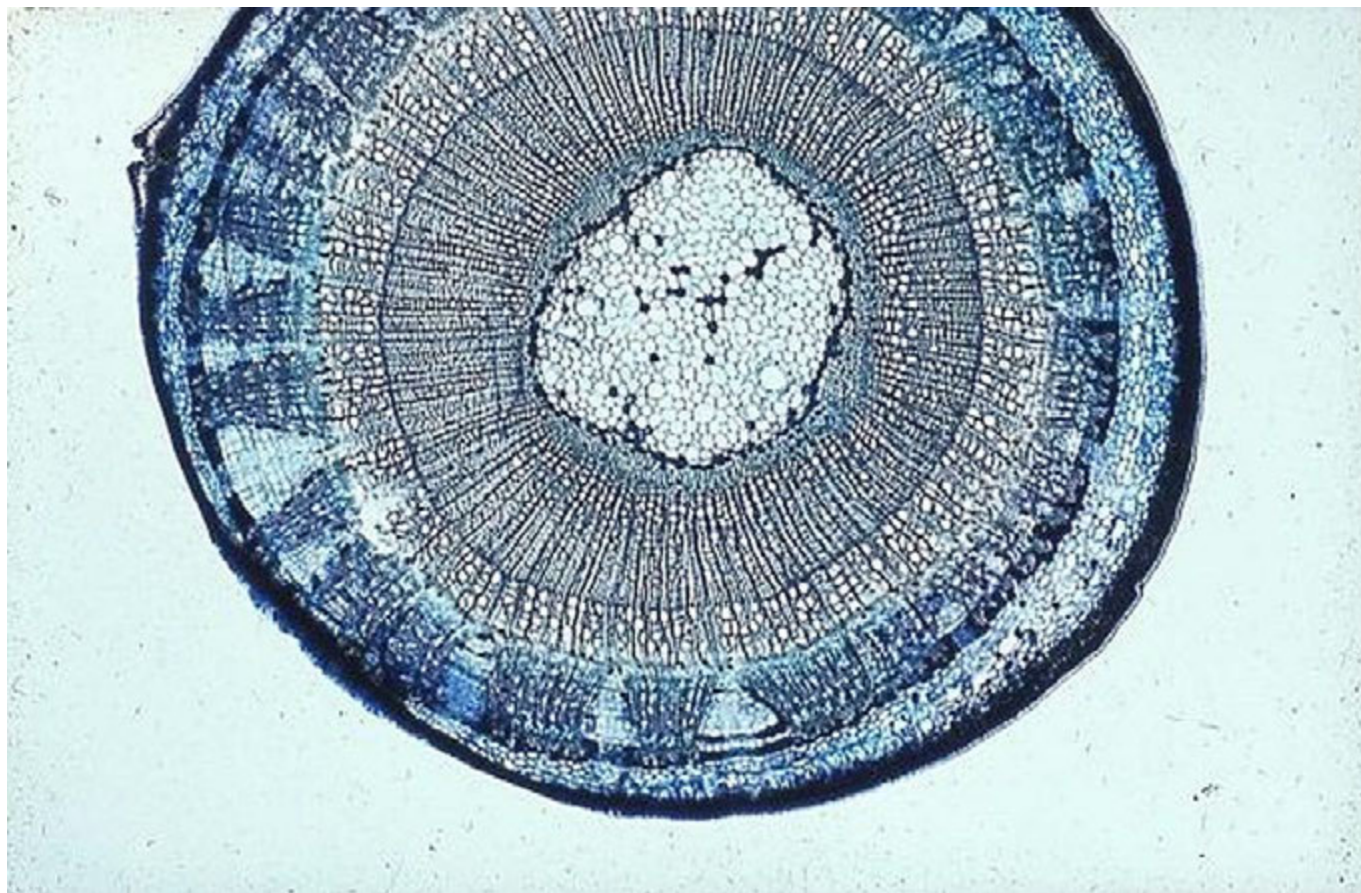


Búza (*Triticum aestivum*) idős szár keresztmetszete. A fiatal állapothoz képest széles, jellegzetesen szklerenchimatikus hipodermisz alakul ki. A valamikori klorenchima sávok is elrostosodtak, így a szár legkülső mechanikai szövete egységes gyűrűt alakít ki, amely a kisebb nyalábokat is magába foglalja. A belsőbb nyalábok is erős szklerenchimatikus nyalábhüvellyel rendelkeznek.

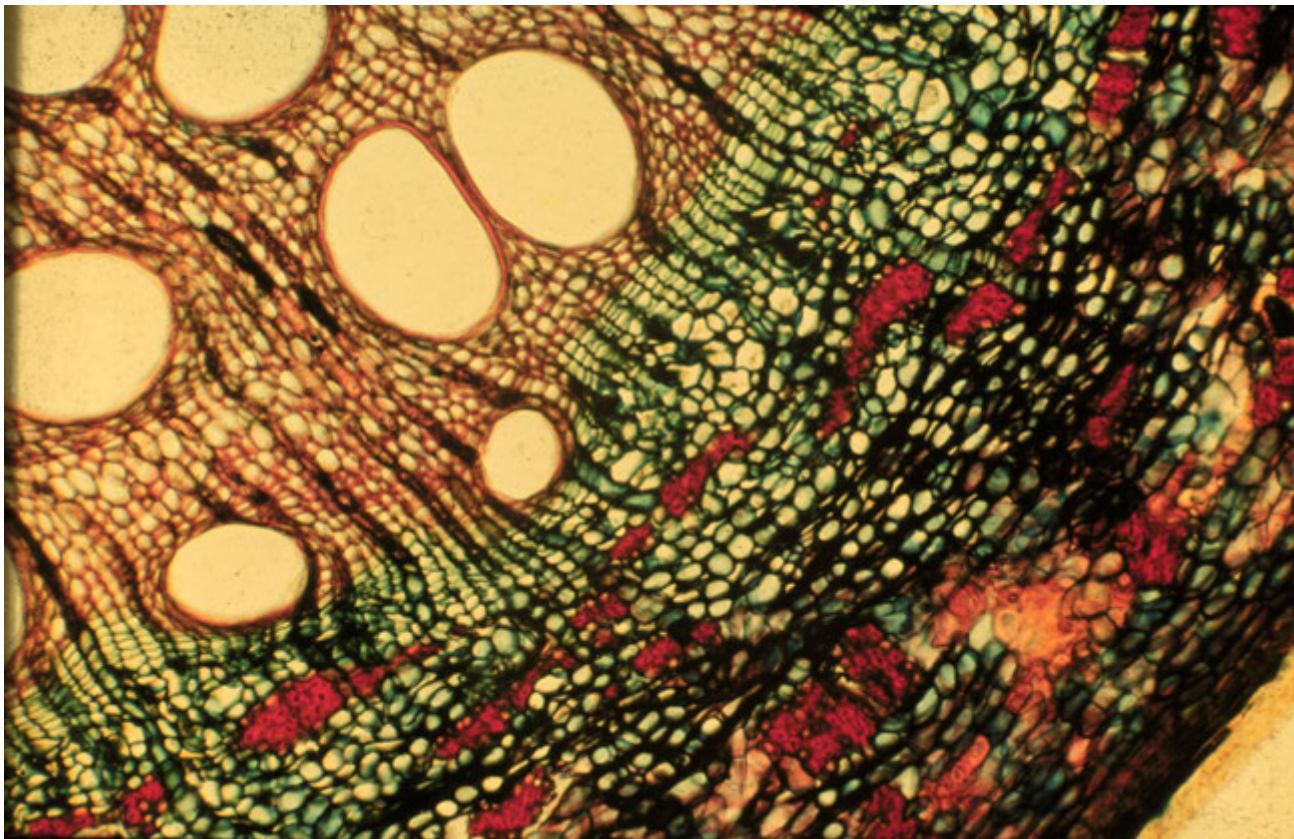


Fenyő (*Pinus sp.*) ág keresztmetszete. A néhány éves ágnak még megvan a kortexe, nem alakult ki a harmadlagos bőrszövet vagy rhitidóma. A kortexben nagyméretű gyantajáratok láthatók, kívül periderma borítja. A háncs- és farész határán vaszkuláris kambium húzódik, ez összefüggő háncs- és fatestet hoz létre. A fenyők fateste homoxil, nem tartalmaz rostokat, tracheákat, és csak egyszerű bélsugarak találhatók benne. A fatestet évkörűhatárok tagolják koncentrikus sávokra. Az évkörűk belső része tavasszal jön létre, itt nagyobb üregű vékony falú tracheidák figyelhetők meg. Ezek szerepe elsősorban vízszállítás. A vegetációs időszak végén vastag falú, kis üregű, elsősorban szilárdító

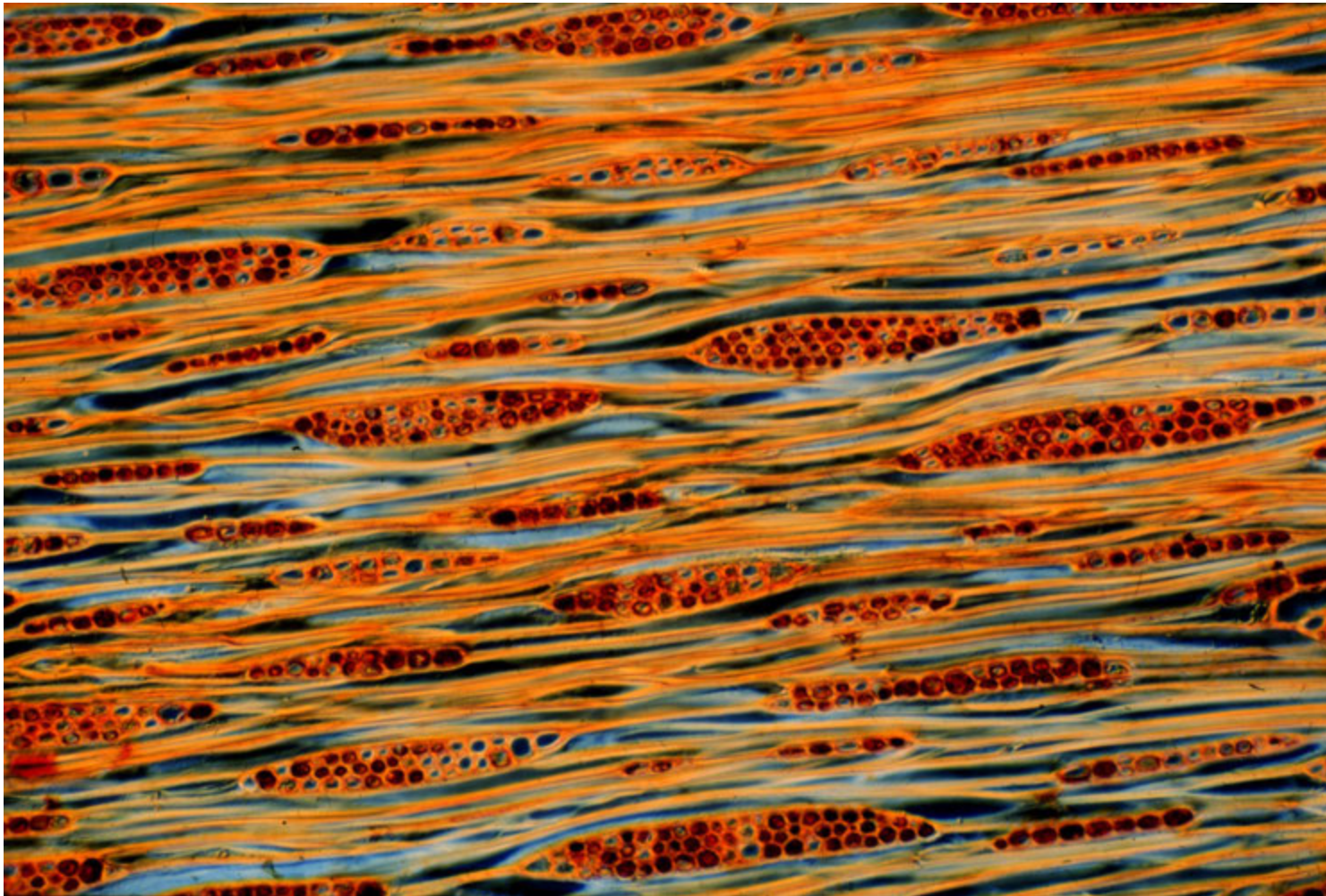
funkciójú rost-tracheidák keletkeznek. A fatestben is láthatunk hosszanti gyantajáratokat keresztmetszetben, illetve a nagyobb bélsugarak gyantajaratát hosszmetsetben. A fatest közepén parenchimatikus bélszövet figyelhető meg.



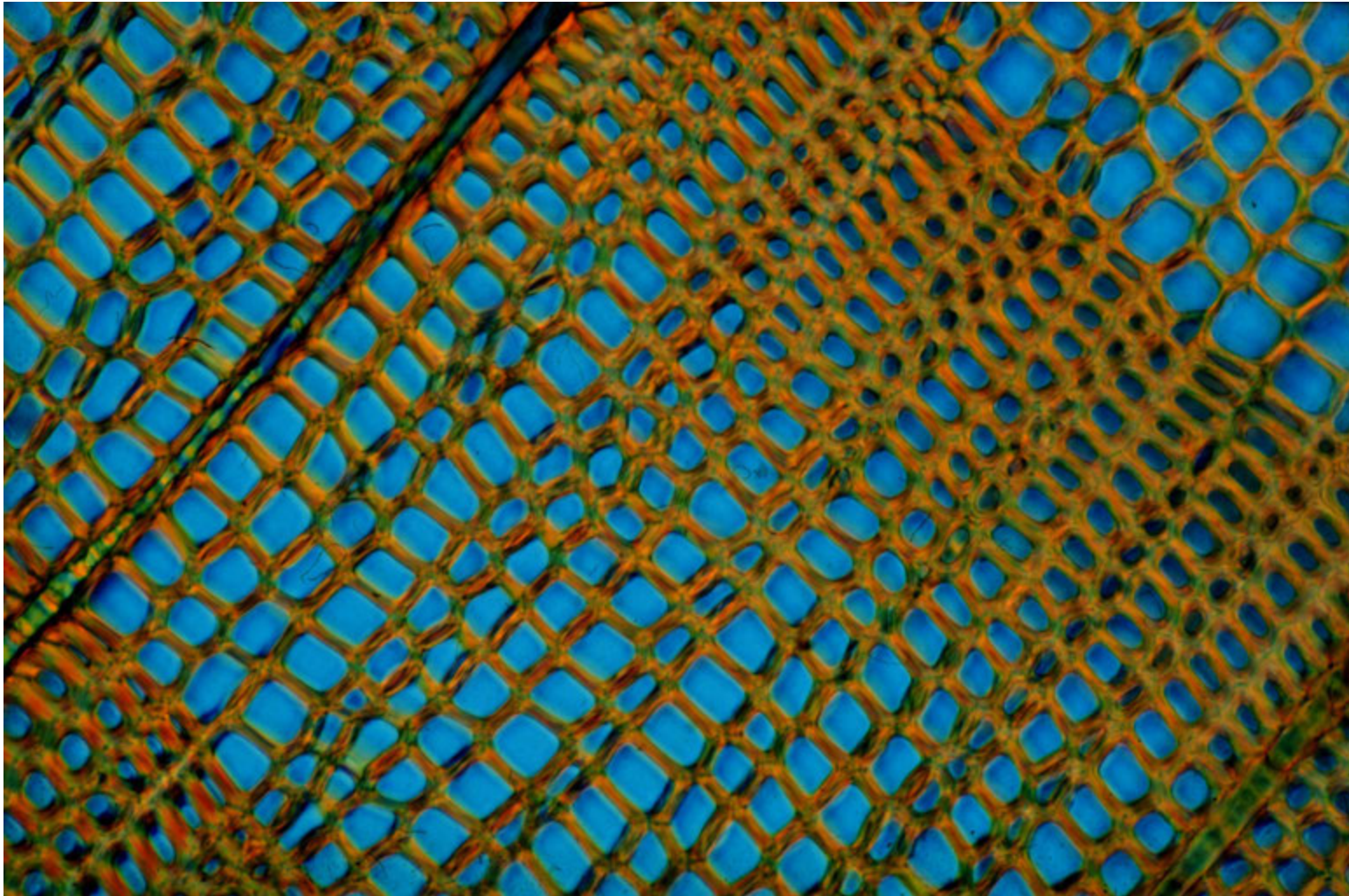
Kislevelű hárs (*Tilia cordata*) ág keresztmetszet. Ezen a másfél éves ágon jól megfigyelhető a kétszikű, fás növények vastagodásának kezdeti stádiuma. A vékony peridermával botított, de az epidermiszt még hordozó ág kéreg része is dilatálódik a fatest jelentős felgyarapodásával. Ezt a táguló elmozdulást a jórészt inaktíválódott, elhalt idősebb hánccs nem tudja már követni, ezért a bélsugarak jellegzetes tölcészerű kiszélesedése követi az ág vastagodásával járó tágulást. A hánccstest sávjait a kemény- és lágyhánccs váltakozó rétegei adják. Ebben a fejlődési állapotban a hánccs legkorábban képződött sejtjei is megtalálhatók, még nem szakadozott fel az elsődleges kéreg. A fatestben a másodlagos faelemek adják már a fatest többségét. Az elsődleges xilém csak a legbelső, a bélszővettel határos részen található meg.



Tölgy (*Quercus* sp.) másodlagosan vastagodó fásodó, de még fiatal szárának keresztmetszetéből részlet. Kívül a másodlagos bőrszövet (periderma) figyelhető meg. Az ilyen száruk hancsa értelemszerűen felkészül a harmadlagos bőrszövet szerepre. Ezért jellegzetes a szerkezete, rétegződés figyelhető meg benne. Nem csak szállítóelemeket, hanem a képen vörösre festődött rostkötegeket, parásodott falú sejtekből álló rétegeket és persze parenchimat is tartalmaz. A periderma, a kortex és működő hancs alatt figyelhető meg a vaszkuláris kambium. Ez a 8-10 sejtsor vastagságú szövet vékonyfalú, radiális irányban lapos, téglaszerű, kis térfogatú sejtekből áll. Kifelé hancselemeket, ugyanannyi idő alatt befelé kb. 10-szer annyi faelemet fűz le. A kambium rövid szakaszokon parenchimat fűz le kifelé és befelé, ezek a parenchimas sugárirányú sávok a bélsugarak. A farész a hancsrésznek megfelelően szintén heterogén. A zárwatermők fája heteroxil, tehát a tracheidákon kívül tartalmaz rostokat és tracheákat is. Emiatt a fatest mikroszkópos, és gyakran makroszkópos képe is heterogén. A tölgy kambiuma elsősorban a vegetációs időszak elején hoz létre nagy átmérőjű tracheákat, nyár végén főleg rostokat képez, emiatt a fatest koncentrikus sávokban tartalmazza a pórusokat. Az ilyen fákat gyűrűs likacsú fáknak nevezzük.



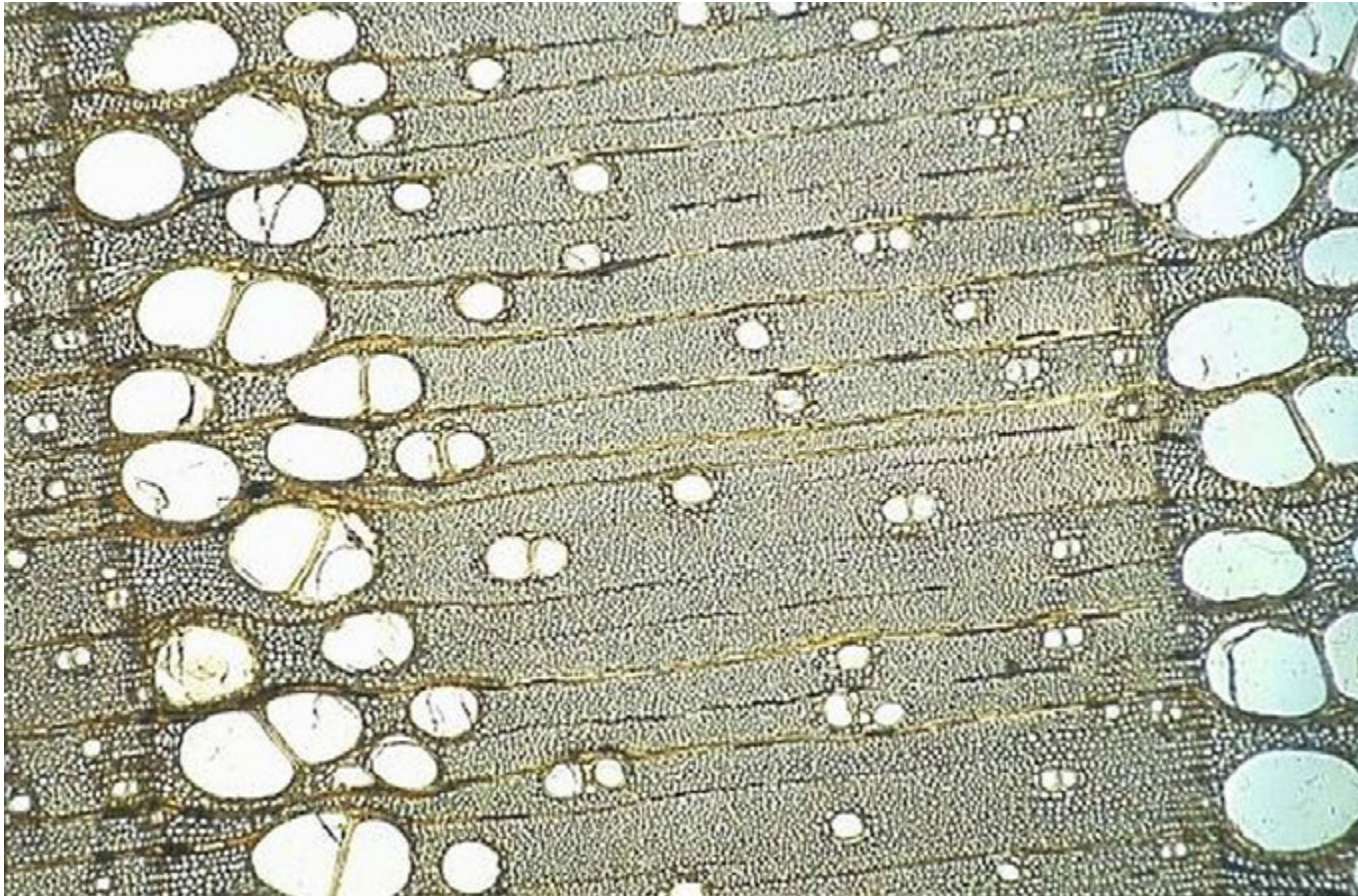
Fenyő (*Pinus sp.*) heterogén bélsugarak fatestben. A fatest tangenciális hosszmetstetén számos, kisebb-nagyobb bélsugár keresztmetstete látszik (a fatest hossztengetye csaknem vízszintesen van a képen). A tracheidák tangenciális falán vermes gödörkéek nincsenek, a sárgás radiális falakon néhány helyen felfedezhetők, de a kis nagyítás miatt nem feltűnők. A bélsugarak középső részét barnás festődésű bélsugár parenchima alkotja, míg az orsó alakú bélsugár keresztmetstet kihegyesedő végeinél eltérő színeződésű haránt-tracheidák látszanak.



Fenyő (*Pinus sp.*) homoxil fatest keresztmetszet. Mérsékelt éghajlati viszonyok között, az évszakonként eltérő kambium aktivitás miatt, a fatestben évgyűrűk képződnek. A képen az évgyűrű egysége, az évgyűrűmező látszik: két évgyűrű (balra lent és jobbra fent) és két bélsugar (balra fent és jobbra lent) közötti terület. Az évgyűrűhatárok közötti rész a fatest központja felőli, nagyobb átmérőjű, vékonyabb falú tracheidákat tartalmazó korai pásztára, valamint a vastagabb falú, szűkebb lumenű tracheidákból szerveződő késői pásztára osztható. A bélsugarak egy sejtsor szélesek, radiálisan lefutók, vékony falú bélparenchimasejtekből állnak.



Kislevelű hárs (*Tilia cordata*) fatest keresztmetszet. A heteroxil fájú, szórt likacsú hársban a pórusok mérete és elrendeződése nem ad komolyabb tájékozódási lehetőséget az évyűrűk elhatárolására. A késői pászta legkésőbb kialakult részén kevesebb és kisebb sejt képződik, de az évyűrű szinte egészen a tracheák (pórusok) és trachea-csoportok eloszlása és mérete azonos. A homogén bélsugarak viszonylag szélesek, ezért a képen hosszmetsetben látható bélsugarak vastagsága metszési síktól függően változó.

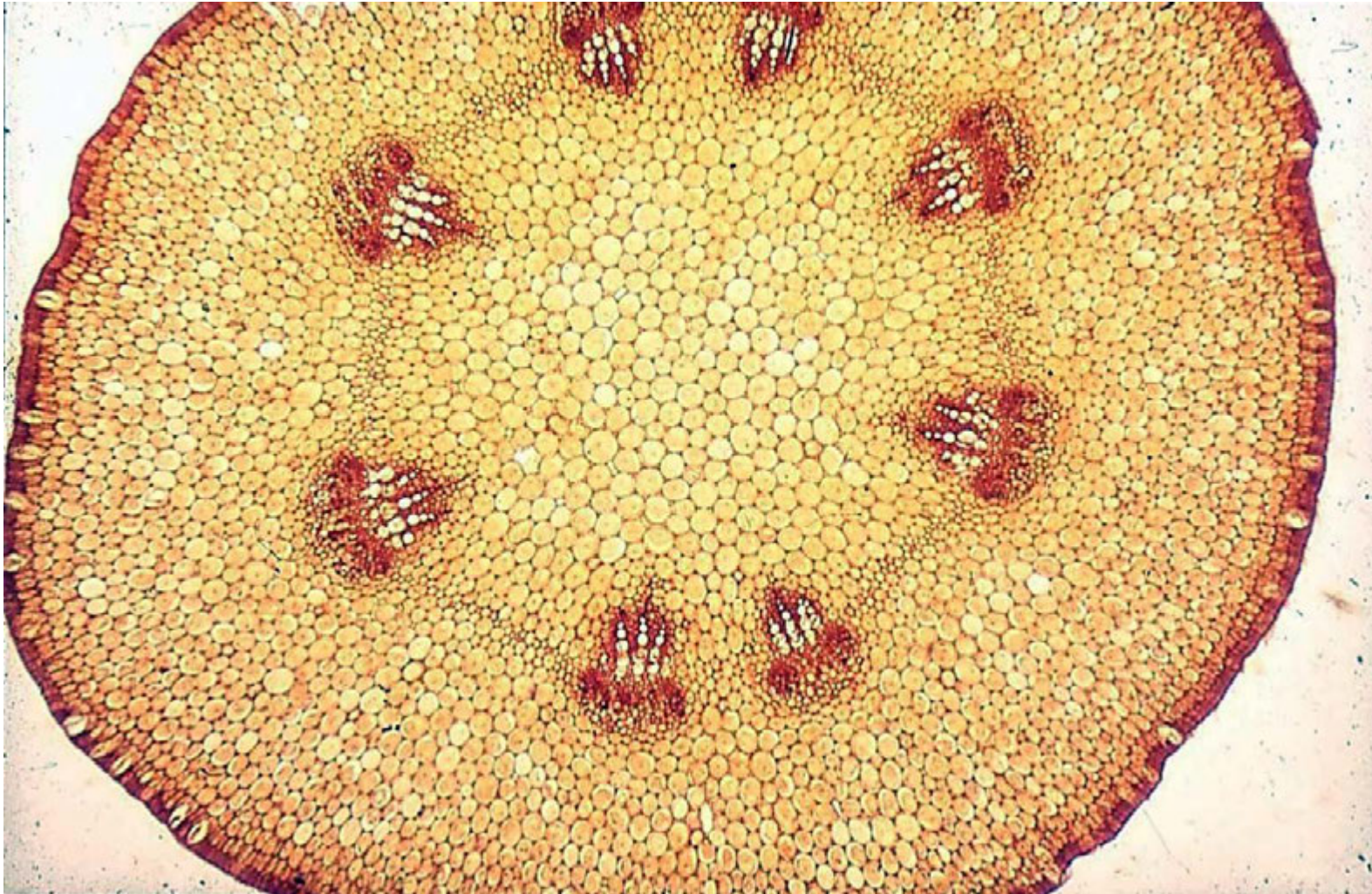


Magas kőris (*Fraxinus excelsior*) fatest keresztmetszet. A képen három évgűrű látszik, közepén egy teljes, a két oldalon pedig a szomszédos évgűrűk részletei. A fa központi része felől (a képen bal oldalon) képződő tracheák tág üregűek (tavaszi pászta), míg a késői pászta főként rostokat és néhány kisebb vazális elemet tartalmaz. Az évgűrűhatár vékony vonalként látszik a szomszédos évgűrűk tavaszi és késői pásztái között.

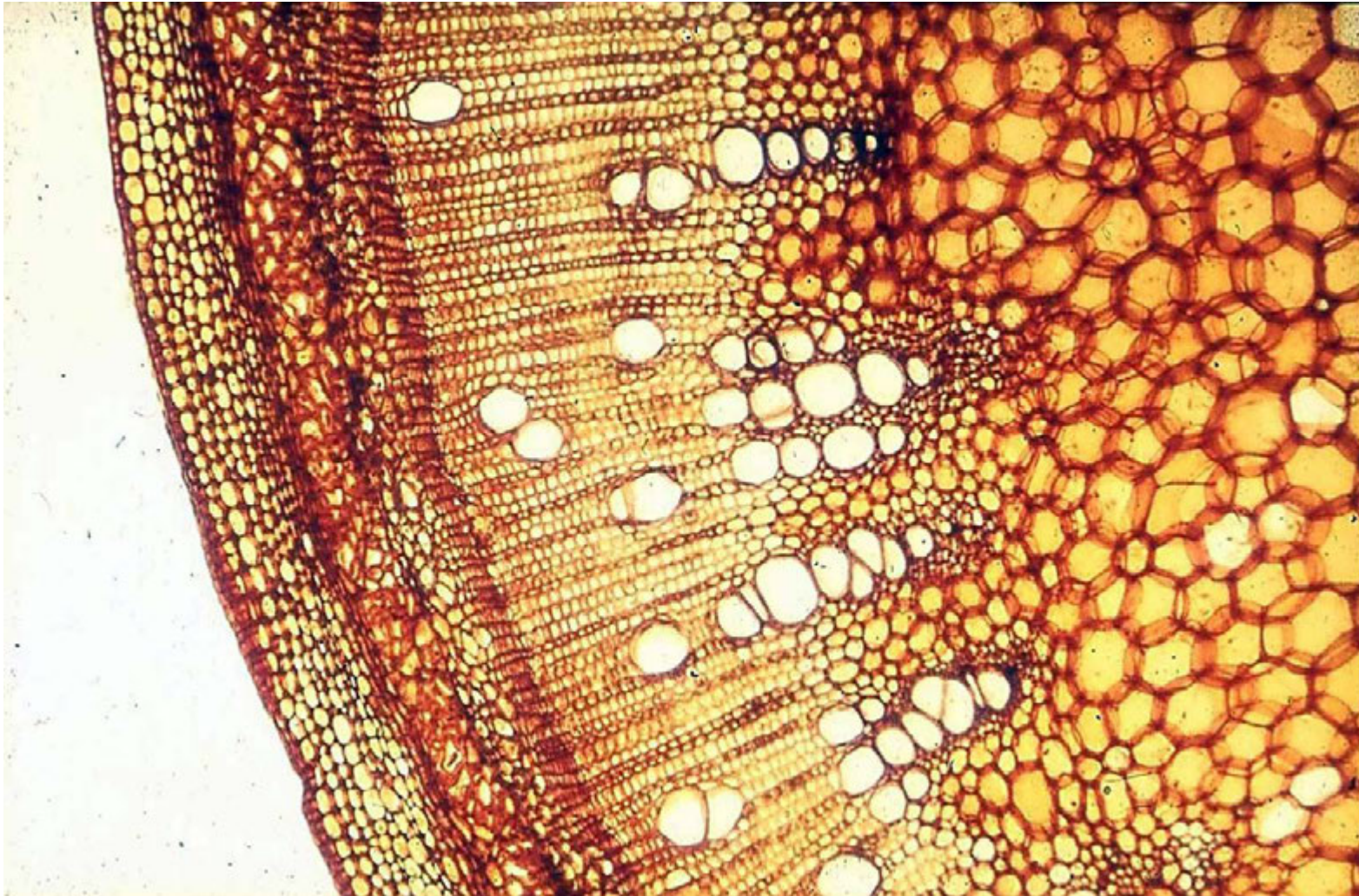


Napraforgó (*Helianthus annuus* L.) szár keresztmetszet fénymikroszkópos képe. A fiatal, de már másodlagos vastagodású szár képén alul az epidermisz, a hipodermális kollenchima sejtjei sötét, míg az elsődleges kéreg parenchimatikus állománya kék festődést mutatnak. A nyalábok feletti szklerenchima köteg mellett a keményítő hűvel világos, rendezettebb sejtsora jól megfigyelhető. A napraforgónál jellegzetes, hogy a korábban és későbbiekben képződött szállítónyalábok mellett egyaránt kialakul a nyaláb méretével szinte összevethető szklerenchima köteg a háncon kívüli helyzetben. Az interfaszczikuláris kambium által lefűzött kisebb-nagyobb szállítónyalábok jelenléte, ami a

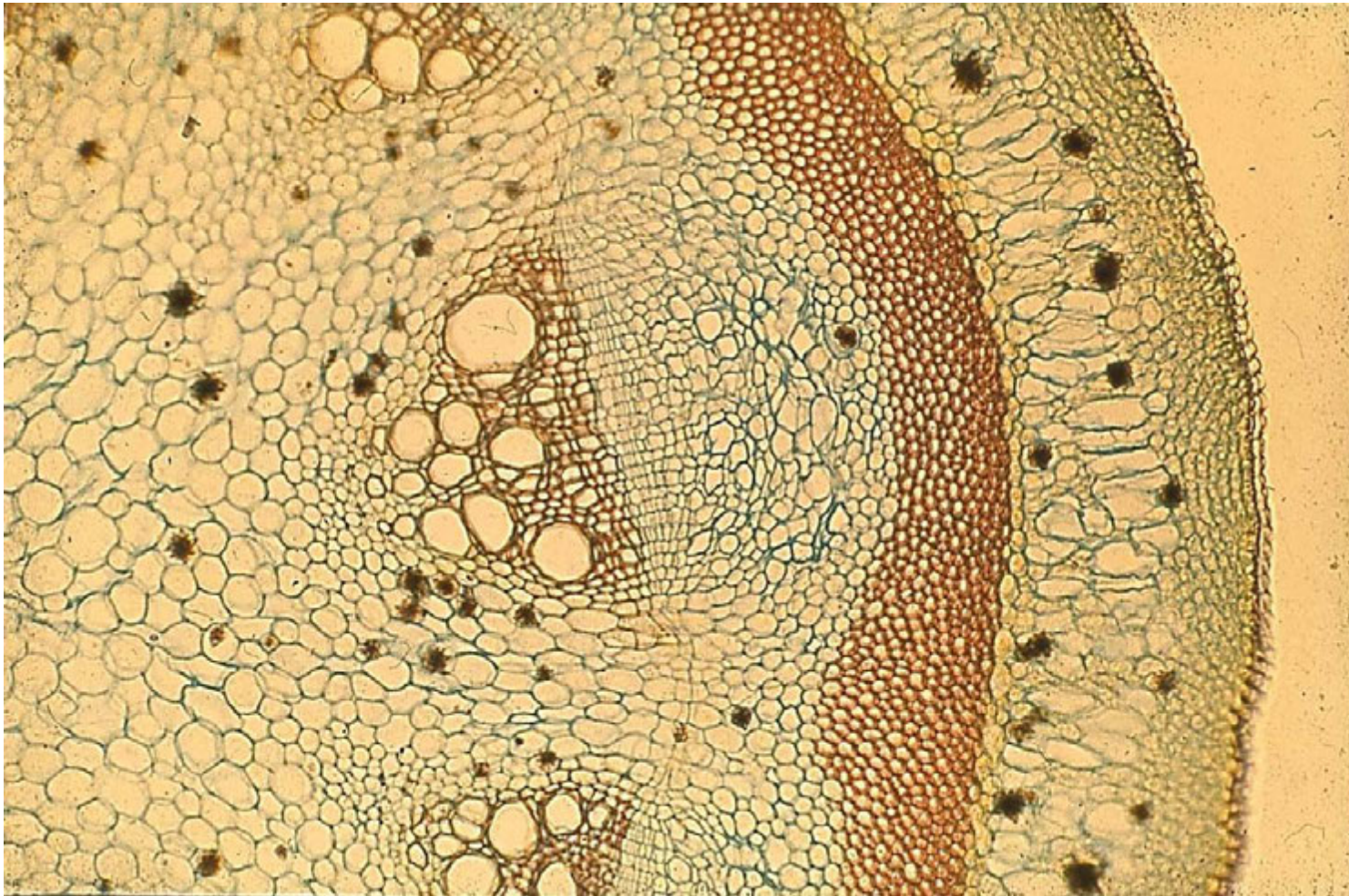
Helianthus-típusú másodlagos vastagodást jellemzi, jól megfigyelhető. A szár endarch jellegének megfelelően a protoxilém elemek vannak belül, amit kifelé a később differenciálódó metaxilém és másodlagos xilém követ. A nyalábok melletti bélparenchima szerveződésében és festődésében egyaránt eltér a centrális rész bélparenchimájától.



Ricinus (*Ricinus communis*) fiatal hipokotil keresztmetszete. A kollaterális nyílt nyalábok körben állnak, elkülönülők. Az általuk kialakított körtől befelé és kifelé egyaránt alapszöveti parenchima van. A hipokotil felszínét epidermisz borítja. A nyalábokban a faszecikuláris és a közöttük húzódó interfaszecikuláris régiók egy egységes kambiumgyűrűt alakítanak ki a későbbiekben. A képen látható fejlődési stádium a folyamat legelső lépéseit mutatja.



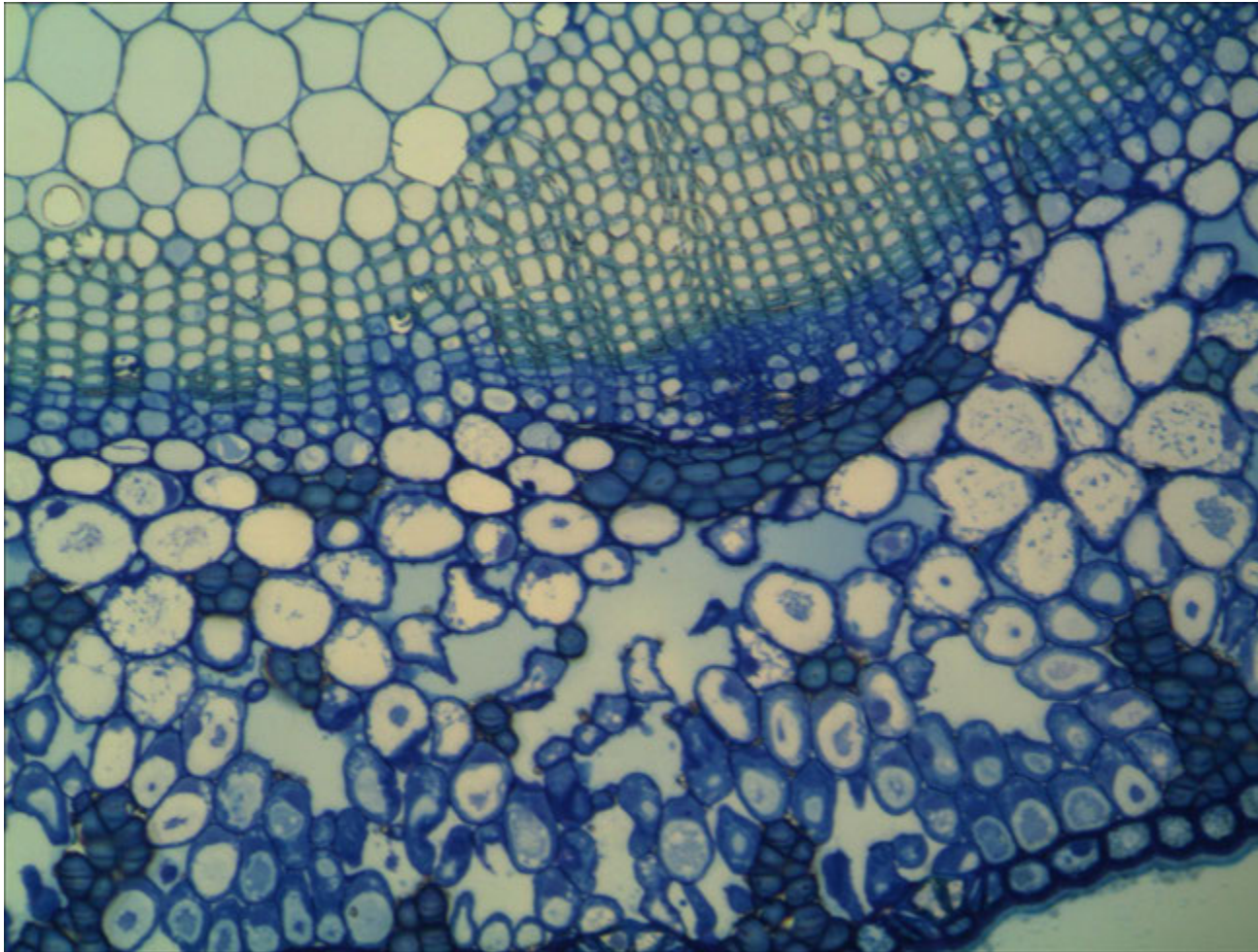
Ricinus (*Ricinus communis*) idős, vastagodott szár keresztmetszete. Ebben a fejlettségi stádiumban a szár erősebben vastagodott. A másodlagos szállítóelemek a teljes kambiumgyűrű felszínén termelődnek, tehát kívülről háncskoronával, belülről bélkoronával szomszédos háncs- és fatest alakul ki (Ricinus típusú másodlagos gyarapodás).



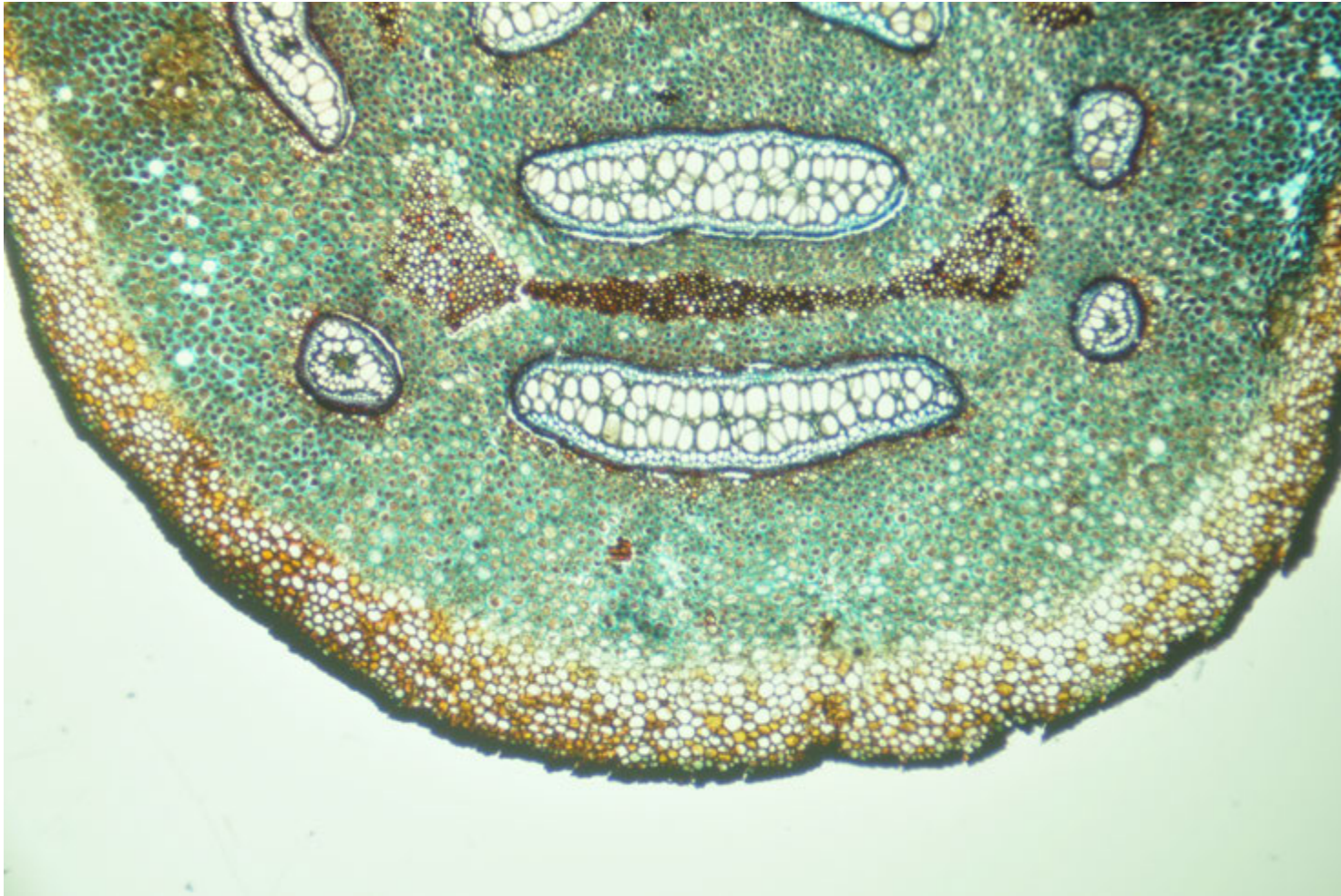
Pipavirágú farkasalma (*Aristolochia durior*) fiatal szár keresztmetszet. A csavarodó, fákra és egyéb támasztékokra felfutó növény fiatal szárában különálló nyalábok vannak egy körben, tipikus eusztélét alkotva. Ez az elsődleges struktúra később átalakul. Jobb oldalon a szár epidermisze látható, alatta, egészen a pirosas-barna festődésű szklerenchima gyűrűig, az elsődleges kéreg húzódik. A fiatal szár fotoszintetizáló szövetét, a hipodermális apróbb parenchimatikus sejtektől eltekintve, lazán álló, nagy parenchimasejtek alkotják. A keményítő hüvely jól felismerhető. A szállítónyalábok kollaterális nyíltak. Az interfaszczikuláris kambium sejteinek osztódásai mutatják, a fiatal szárban éppen megindul a másodlagos vastagodás. Az elsődleges kéregben, az elsődleges bélsugárban és a belparenchimában kalcium oxalát rozetta kristályok láthatók elszórtan



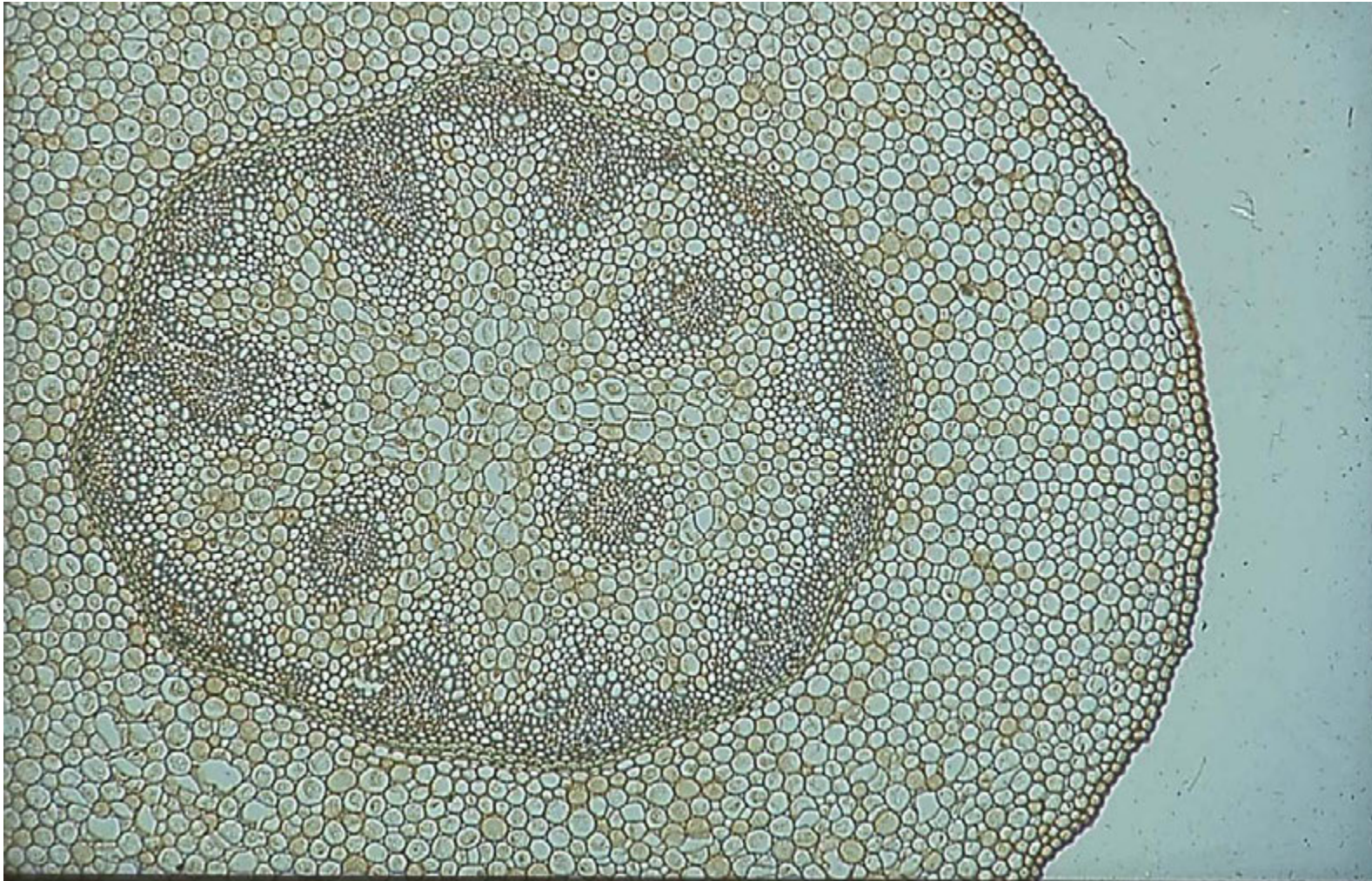
Pipavirágú farkasalma (*Aristolochia durior*) idős szár keresztmetszet. A fiatal szár szerkezete jelentősen átalakul a másodlagos vastagodás eredményeként. A terjedelmessé váló szállítónyalábok (a képen négy) a szár átmérőjének nagy részét adják. Bennük a váltakozó kambialis aktivitás kapcsán három „évgűrű”, gyarapodási periódus nyoma látszik. A szárat kívülről a még le nem szakadozott, elhalt epidermisz maradványa és az alatta fejlődő periderma borítja. A felszakadozó szklerenchima gyűrű darabjaitól kifelé az elsődleges kéreg maradványa, befelé a szklerenchimatizálódó háncs van. A háncsban a sötétebb festődésű keményháncs és a világosabb, nagyobb sejtekből álló lágyháncs rétegei követik egymást. A xilém hatalmas tracheái főként a korai, aktívabb vegetációs időszakban képződnek. Az elsődleges bélsugarak és a bélszövet parenchimája körülveszi a nyalábokat.



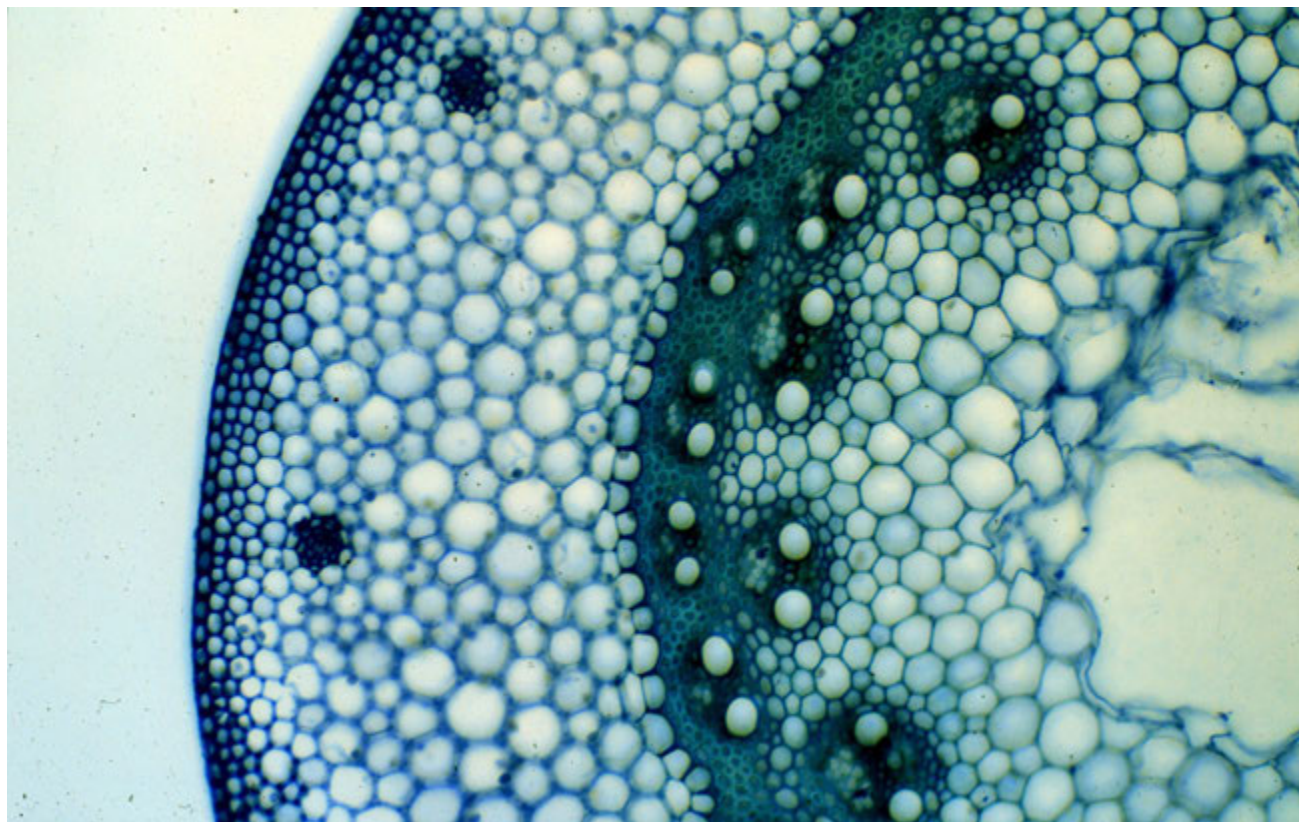
Csikófark (*Ephedra distachya*) szárának keresztmetszete. A Csikófark kistermetű cserje, mediterrán eredetű nyitvatermő. Ennek megfelelően száruk fásodik, de nem vastagodik meg jelentős mértékben. Kollaterális nyílt szállítónyalábjai között megjelenik egy másodlagos, parenchima eredetű osztódószövet, ami a nyalábkambiummal együtt alakítja ki a vaszkuláris kambiumot. Ez a gyűrűvé záródott kambium ettől kezdve összefüggő fatestet és hancstestet hoz létre, de a növény sosem lesz fatermetű. Mivel a növény levelei erősen redukáltak, pikkelyszerűek, a fotoszintézis a szárban zajlik. A szár asszimiláló alapszövetét levegőjáratok járják át a gázcseré biztosítása céljából. A szár bőrszövetén vastag viaszos kutikula látható.



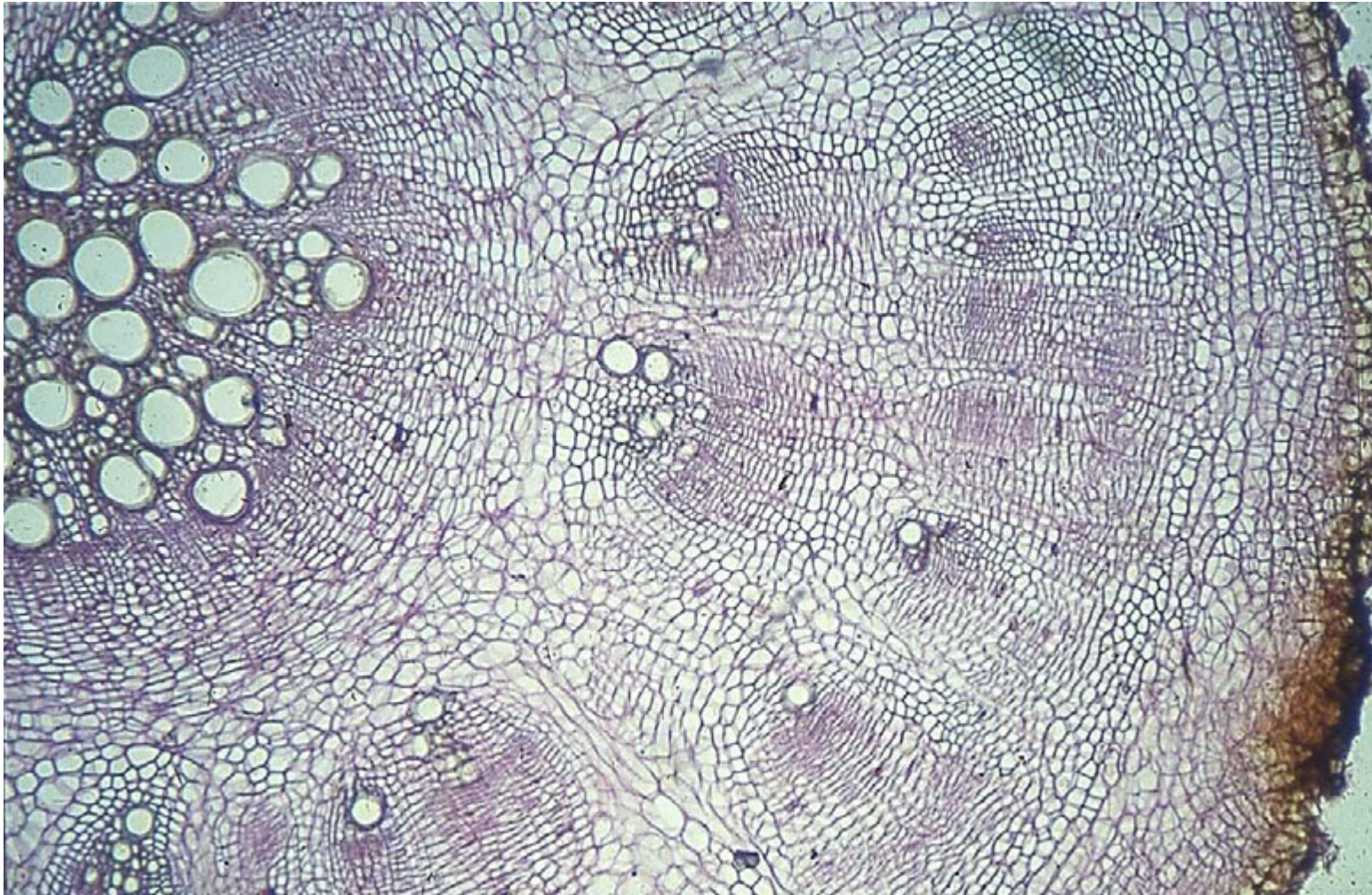
Saspáfrány (*Pteridium aquilinum*) rhizóma keresztmetszete. A földalatti szárát periderma borítja, alatta szklerenchimatizálódott hipodermisz van. A szár raktározó parenchimájában keményítő halmozódik fel. Ebbe a parenchimába ágyazódnak a hadrocentrikus nyalábok. Ezek változatos alakúak. A belsők szélesek, laposak, a külső nyalábok kerek metszetűek. A kis külső nyalábok a levelekbe futnak ki. A páfrányok szállítónyalábjai egy jellegzetes anasztomizáló-szétváló hálózatot alkotnak, ezért minden metszési síkon más és más a nyalábok keresztmetszete. A központi henger belsejében sötétre festődött szklerenchima kötegeket látunk, ezek alakja is változatos lehet, bizonyos helyeken patkó alakban veheti körül a belső nyalábokat.



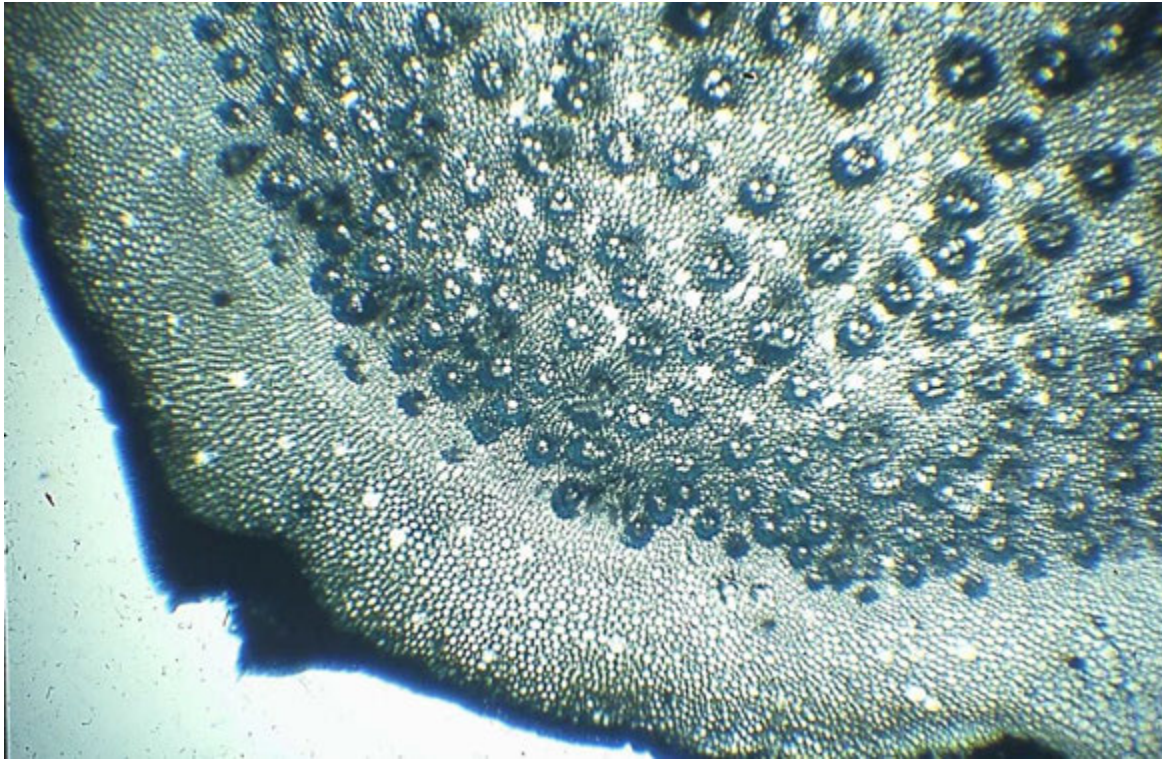
Májusi gyöngyvirág (*Convallaria majalis*) rhizóma keresztmetszet. A tavasszal nyíló gyöngyvirág tipikus geofita, amelynek áttelelő és raktározó szerve a vékony, a talajban hosszan elnyúló rhizóma. Felszínét epidermisz borítja, mely alatt raktározó alapszövetből álló elsődleges kéreg van. Ennek legbelső sejtsorai adják a az U-alakú vastagodást mutató harmadlagos endodermisz két sejtjét. Az endodermisz belső szomszédságában a sötétebb festődésű szklerenchima a periciklus helyén látható. Belülről kollaterális zárt, közepén leptocentrikus szállítónyalábok ágyazódnak be a központi henger bélszövetébe.



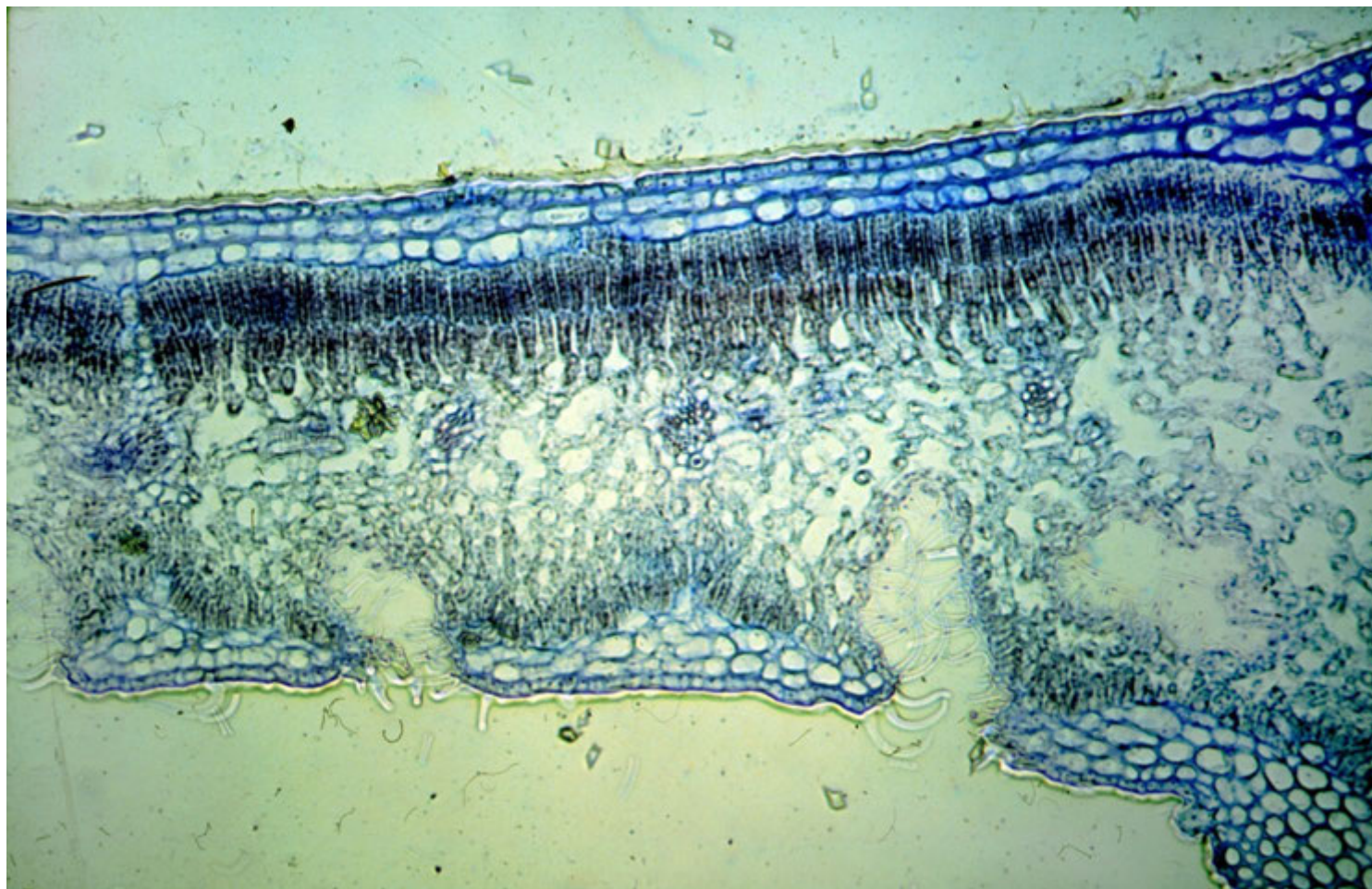
Tarackbúza (*Agropyron repens*) rhizómájának keresztmetszete. A fűfélék szárában ritkán látszik elkülönült cortex, itt azonban egy földalatti, raktározásra módosult egyszikű szárat látunk. Ennek megfelelően vastag parenchimatikus kéreg veszi körül a központi hengert. A bőrszövet alatt többsejtsoros vastagodott falú hipodermális réteg látható. A kéregben levélnyomnyalábok látszanak, melyek a redukált, pikkelyszerű allevelekbe futnak ki. Az U-alakban vastagodott falú harmadlagos endodermisz nagyon jól elkülönül, az ilyen szárokban elsősorban szigetelő szerepe van. A szélső nyalábok a sztéle külső szklerenchimatizálódott rétegébe vannak ágyazva. A belső nyalábokat szklerenchimatikus nyalábhüvely veszi körül. A központi henger belsejében szakadással létrejött bélüreg van.



Cékla (*Beta vulgaris*) fiatal, de már vastagodó répatestének keresztmetszete. A répatest, mely részben a hipokotil alsó részéből, részben a gyökér felső szakaszából szerveződik, speciális másodlagos vastagodást mutat. Az itt is megfigyelhető polikambialitás során a centrálisan kialakuló elsődleges szállítószövet köré, a képen bal oldalon, másodlagos merisztémák kialakuló sorozatából újabbak differenciálódnak. Ennek megfelelően legkívül a legfiatalabb, még kezdeti fejlődésű nyalábok vannak. A répatest felszínét barnás periderma zárja le.



Sárkányfa (*Dracena draco*) vastagodott szárának keresztmetszete. Az egyszikűek körében közel sem olyan elterjedt a száruk másodlagos vastagodása, mint a kétszikűeknél. Az egyik vastagodásra képes kivétel a sárkányfa, mely tekintélyes méretű fatermetű növénné válhat az évek múlásával. A kezdeti ataktosztélét később a perifériális parenchimában képződő kambium vastagítja kollaterális zárt nyalábok sorainak és parenchimának a kialakításával. A kambialis működés megszűnését követően egy újabban képződött kambium ismétli a folyamatot, leállása után a következő, és így tovább. A szárat periderma borítja, védelmet biztosítva a parenchimatikus szöveteknek.

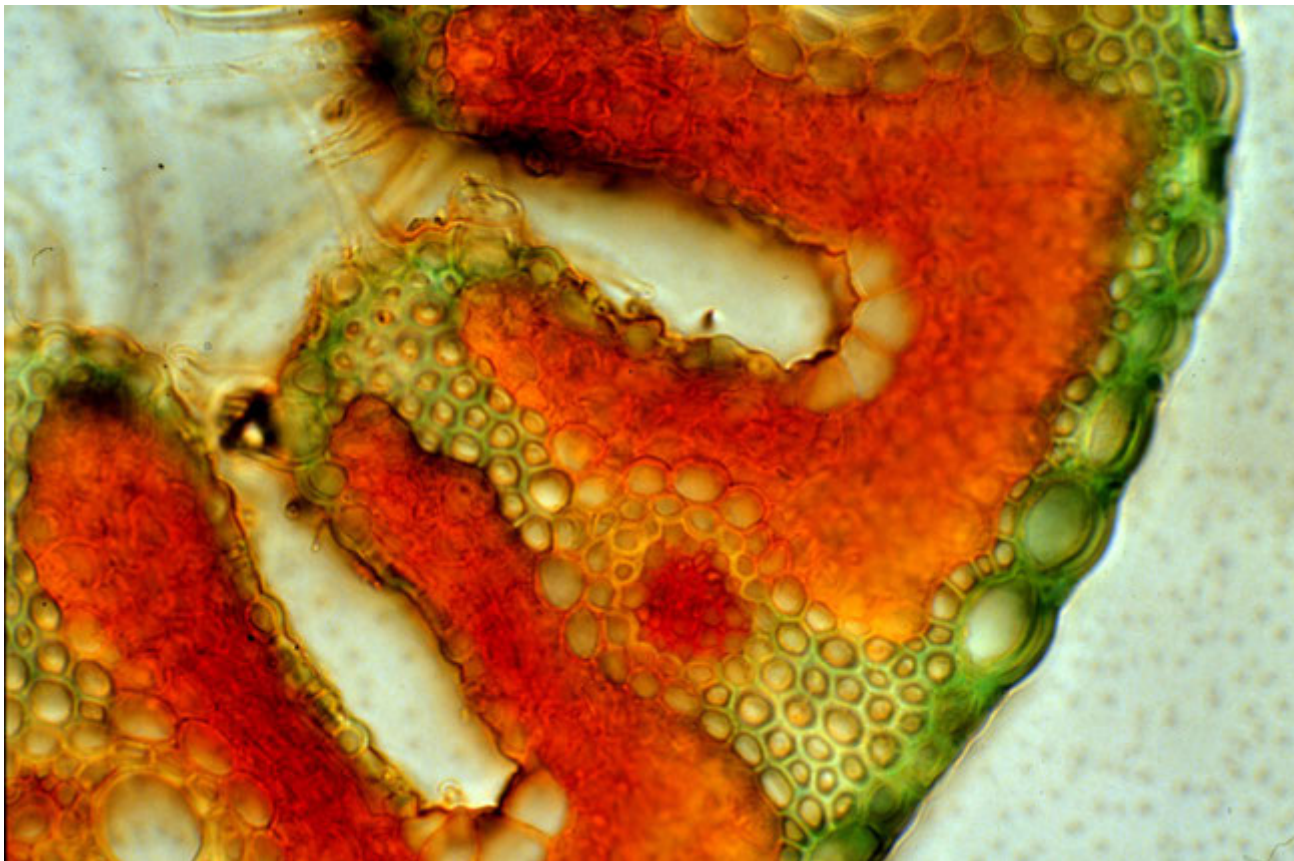


Leander (*Nerium oleander* L.) levél keresztmetszet. A mediterráneumban őshonos leander bőrnemű levele vastag kutikulával fedett. A színi és fonáki oldalon egyaránt több sejtsoros hipodermisz van az epidermisz rétege alatt. Az oszlopos parenchima 2-3 sejtréteg vastag, erősen megnyúlt sejtekből áll. Szokatlan módon a fonáki oldalon is kialakul egy kevésbé fejlett, de határozottan paliszád parenchima jellegű sejtsor. A mezofilláris rész középső területét a szivacsos parenchima tölti ki. Ebbe a szövettájba süllyedten futnak a kisebb erek. A nagyobb szállítónyalábok a fonáki oldalon kidomborodók, mellettük jól fejlett kollenchima biztosítja a levél szilárdítását. Az abaxiális oldal epidermiszében lokális beöblösödések, sztómakripták biztosítják a gázcsere nyílások védett helyzetét. A vékonyabb falú epidermisszel bélelt sztómakripta nyílásánál fedőszőrök vannak, amik

segítik a sztómák környezetében a magasabb páratartalom megőrzését, ami a sztómák szárazabb időszakbani nyitását is lehetővé teszi, így a fotoszintézishez fontos gázcseré ekkor is lehetséges.



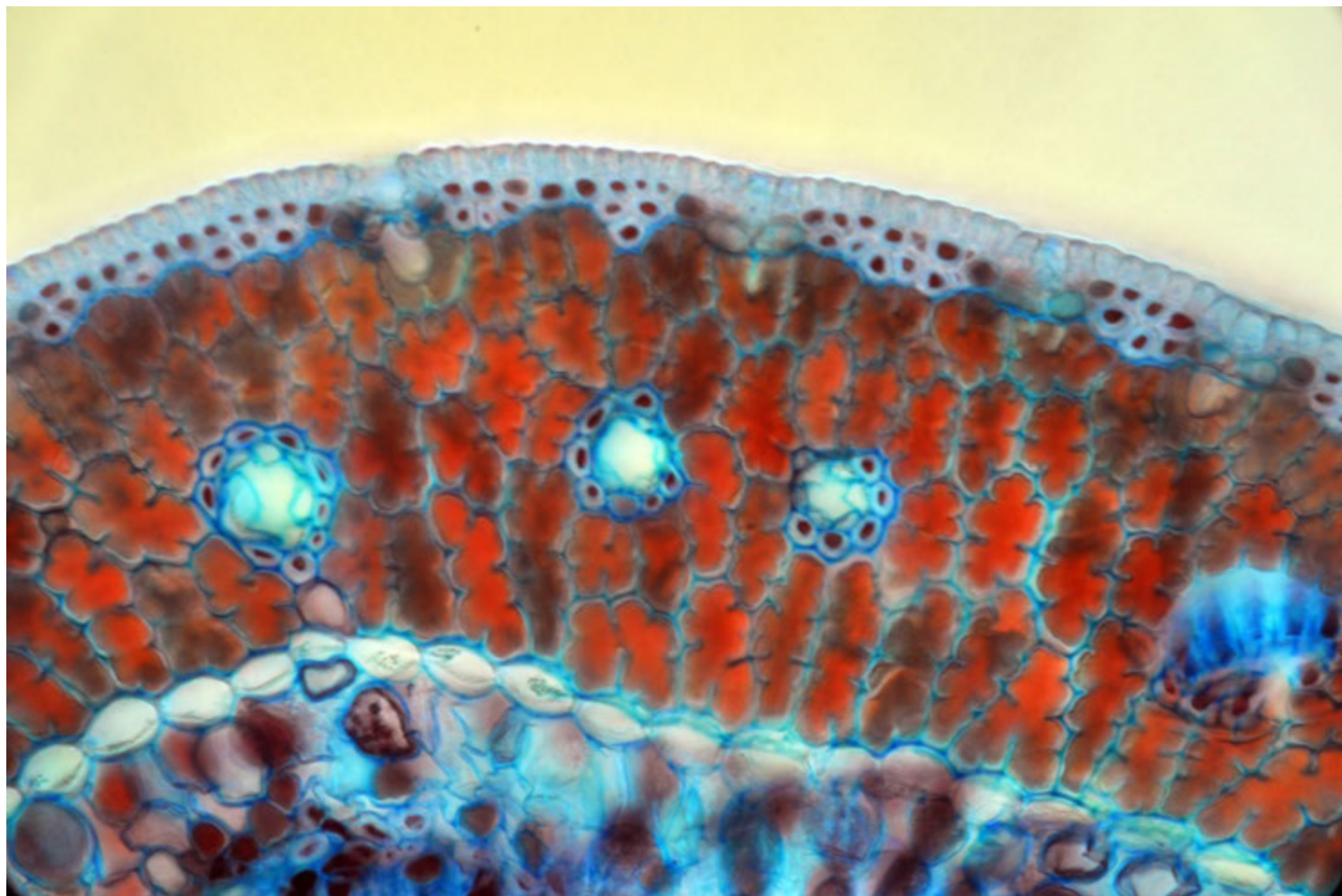
Kukorica (*Zea mays*) levél keresztmetszete. A kukoricának homogén mezofillumú bifaciális levele van. A színi és fonáki epidermisze eltérő. A színi epidermiszben megnagyobbodott palack alakú ún. bulliform sejteket találhatunk, amik a levélfelületen sávokba rendeződnek. Ezek a sejtek vízvesztés következtében összehúzódnak és lecsökkentik a színi epidermisz szélességét, ezáltal a levél a színe felé bepöndörödik, és az egyik oldali sztómák zárt, szélmentes térbe kerülnek. A mezofillum sejtjei a nyalábok körül nagyméretűek, parenchimatikus nyalábhüvelyt alkotnak. A nyaláboktól távolabbi mezofillum sejtek zöld színtesteket tartalmaznak. A zöld mezofillum sejtek a szén-dioxid megkötésének helyszínei, míg a nyalábhüvely sejtjei a szénhidrátszintézis színterei. A fotoszintézis e két lépésének elválasztása lehetővé teszi, hogy a növény nagy fényintenzitások mellett is hatékonyan fixálhassa a szén-dioxidot. A nagyobb levélereket szklerenchima köti össze a két epidermisszel.



Kunkorgó árvalányhaj (*Stipa capillata* L.) levél keresztmetszet részlete. Az árvalányhaj fajok száraz pusztákon fordulnak elő. E szárazságtűrő növény levele vízhiány esetén összesodródik, csövet formál. A levél adaxiális felszínén bordák vannak, s a bordák közötti részeken található a fotoszintetizáló klorencima (festés miatt a képen barna színű). A bordákban erős szklerenchima hüvellyel körbevett szállítóyalábok vannak, a nagyobb bordákban a két epidermisz között teljes mechanikai tartót alkotva (a vastagodott falú, lignifikálódott sejtek zöldre festődtek). Ezek a mechanikai tartók, a beléjük foglalt szállítóyalábokkal együtt, biztosítják a vízhiányos levél tartását még csökkent turgor esetén is. A kép jobb oldalán a levél abaxiális epidermisze látszik. A bordák közötti területen és az abaxiális epidermisz hasonló helyzetű részén a többi epidermiszsejttől eltérő alakú és méretű bulliform sejtek vannak, melyeknek fontos szerepe van a levél összegöngyölésében. A bordák közti adaxiális epidermisz, a klorencima feletti részeken, tartalmazza a sztómákat. Vízhiány esetén az összetekeredett levélben a sztómák védett helyzetbe kerülnek a bordák közötti térben, amit a bordák tetején levő fedőszőrök még jobban lezárnak.

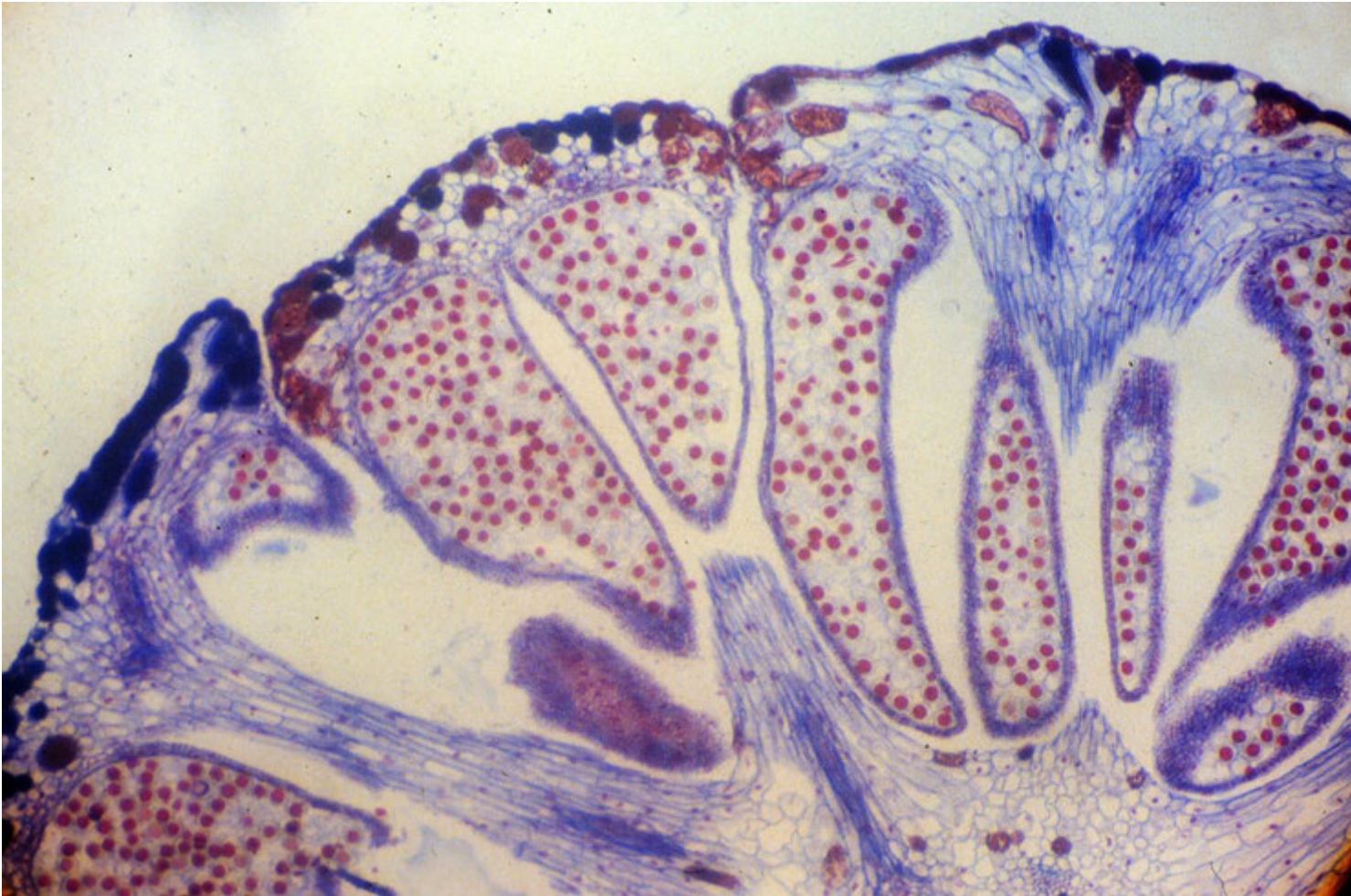


Erdei fenyő (*Pinus sylvestris* L.) tűlevél keresztmetszet. A rövidhajtásokon található két tűlevél a lapos (adaxiális) oldallal érintkezve egy kör keresztmetszetet ad. Kívülről a hosszú, vastagodott falú sejtekből álló epidermisz borítja. Hipodermálisan szklerenchima helyezkedik el. A sztómáknál ez megszakad, s a mezofillumba mélyen benyúló légudvart speciális, „U” alakú sejtek veszik körül. A levél fő alapszöveti részét kitevő karos paliszád sejtek között a metszési síktól és a levél korától függően (itt öt darab) gyantajárat húzódik a levél hossz tengelyével párhuzamosan. Az epithél sejtekkel bélelt járatokat szklerenchimatikus hüvely övezi. A levélben centrálisan az endodermisszel határolt központi rész található, melyet a raktározó és szállító szerepű traszfúziós szövet tölt ki és a két kollaterális nyílt szállítónyaláb is itt helyezkedik el. A nyalábok xilémje az adaxiális oldal felé tekint. A xilém és a floem között kambium található. A két nyaláb mellett egy szklerenchimatikus szilárdító köteg látható az abaxiális oldalon.

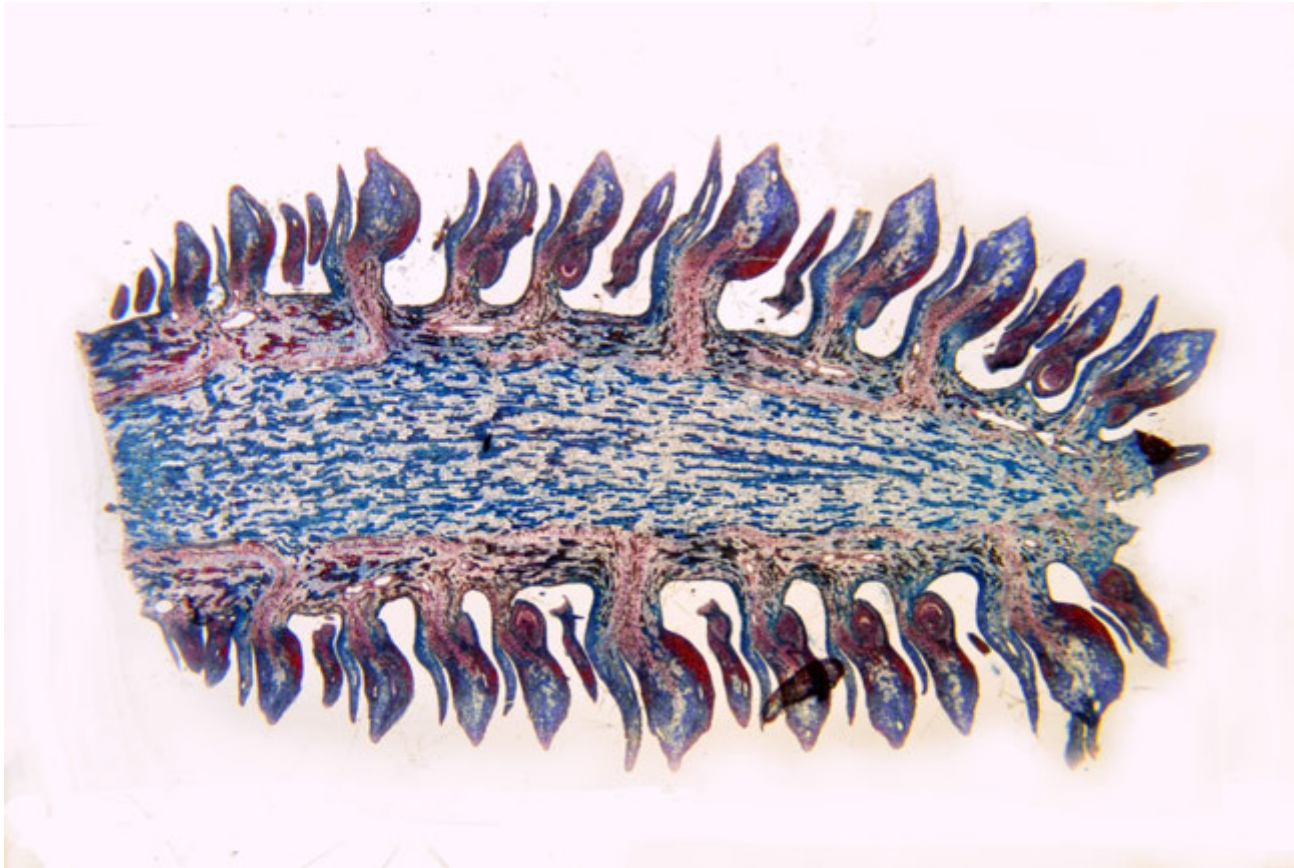


Fenyő (*Pinus sylvestris*) tűlevél keresztmetszetének részlete. A fenyők tűlevele sok szempontból xeromorf, a víztartalom megőrzésére módosult. Az epidermiszen vastag viaszos kutikula van. A gázcsereenyílások viasszal bélelt csatornába süllyedtek. Ezek a barázdák hosszanti fehér csíkokként figyelhetők meg a tűlevélen. A bőrszövet alatt szklerenchimatikus hipodermisz látható. A mezofillumot ún. karos paliszád parenchima sejtek alkotják. A mezofillumban gyantajáratok keresztmetszetei láthatók. A gyantajárat falát kiválasztó funkciójú epitél sejtek bélelik. A gyantajárat körül egyrétegű szklerenchima figyelhető meg. A levél belsejében egy sok szempontból központi hengerhez hasonló struktúra figyelhető meg. Egy keményítőző hüvely veszi körül, hasonlóan a szárokban megfigyelhető endodermiszhez. A keményítőző hüvelyen belül az ún. transzfúziós szövetet

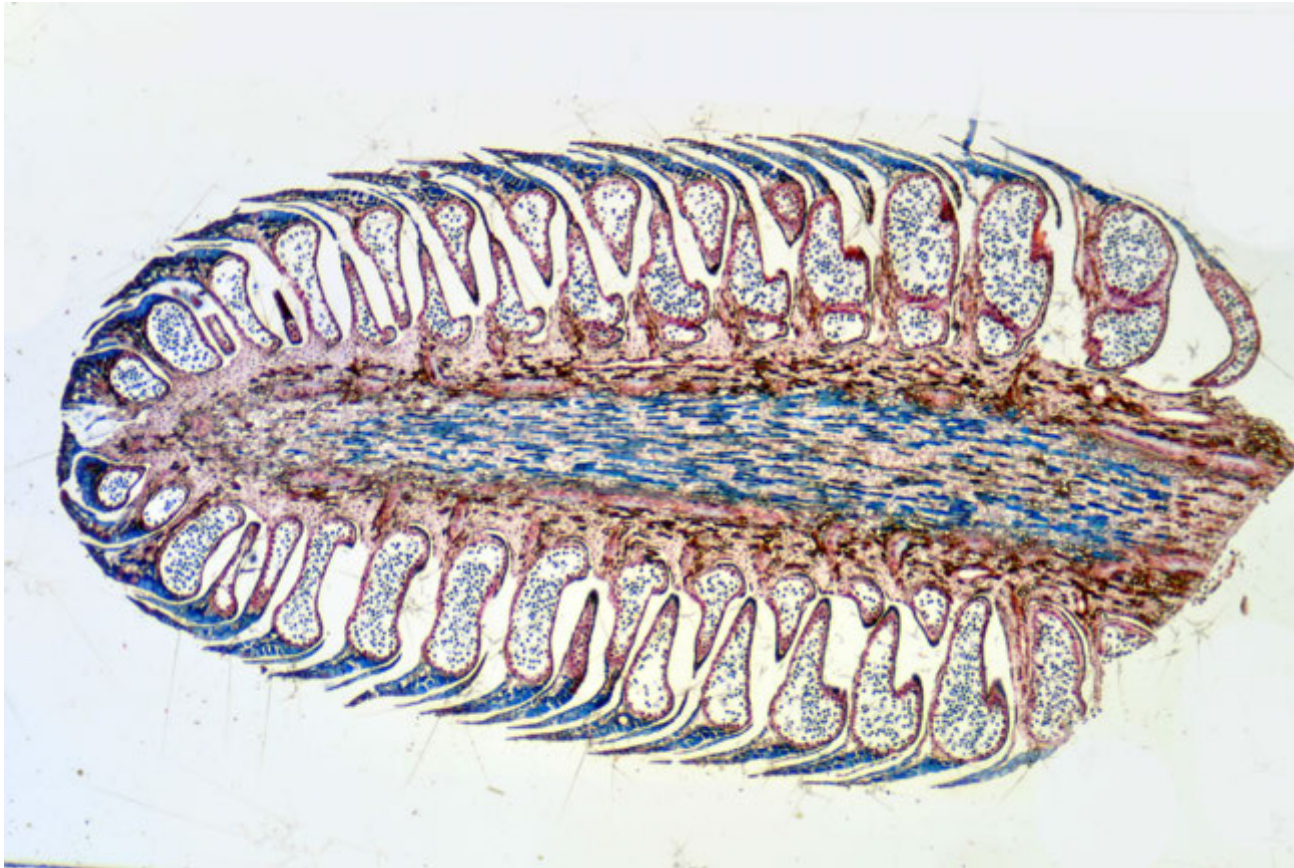
találjuk, ebbe ágyazódik a két darab kollaterális nyílt szállítónyaláb. A transzfúziós szövet raktározó-, csersavtartó- és transzfer-sejtekből áll. A két szállítónyaláb mellett és közöttük gyakran meg lehet figyelni szklerenchimát is.



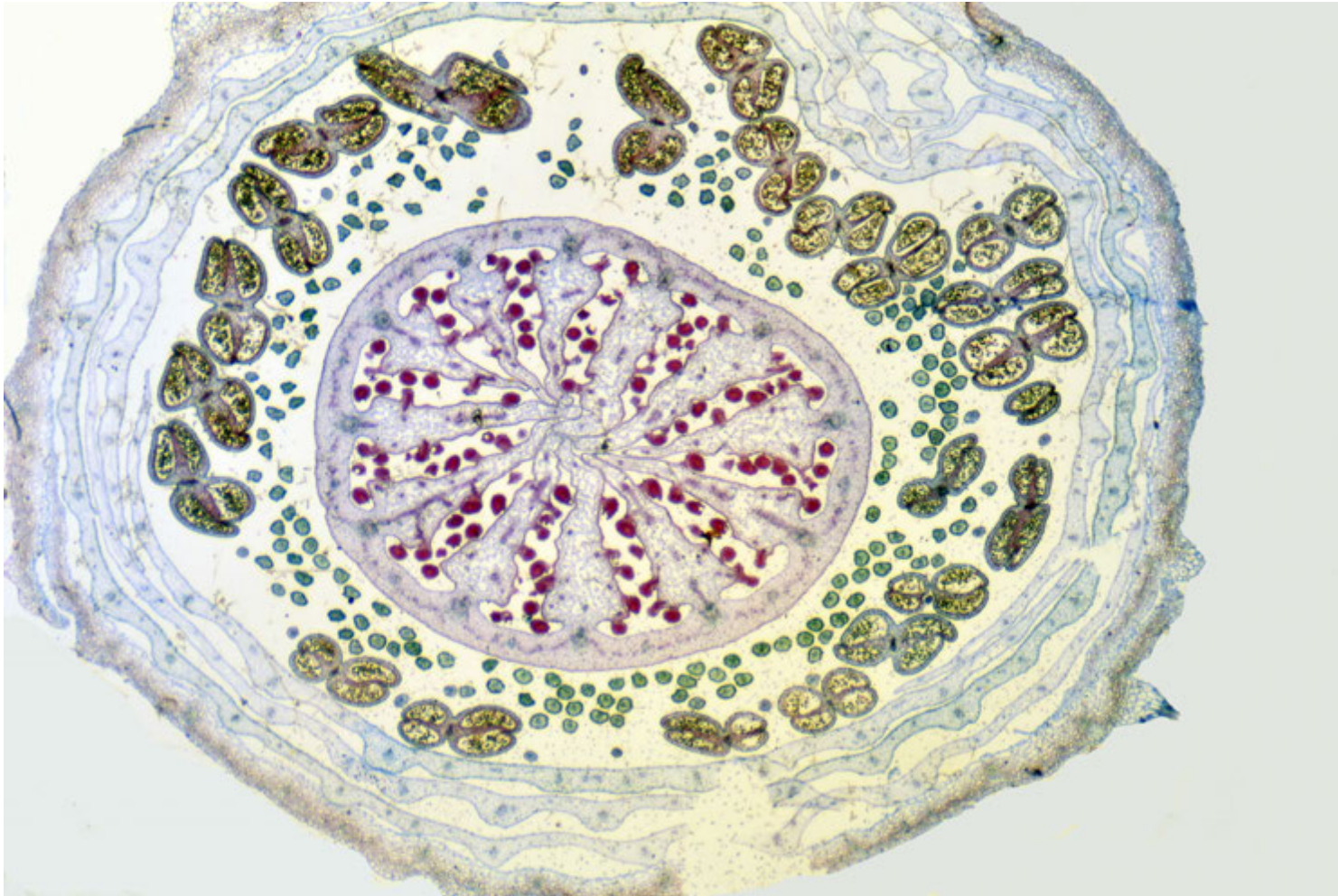
Mezei zsurló (*Equisetum arvense* L.) sztrobilusz keresztmetszet részlete. A jobb oldalon alul, a kép szélénél látható központi tengelyről sporangiofórok ágaznak ki arra merőlegesen. A sporangiofórok felső, lapos, felülnézetben hatszögletű részéről a nyéllel párhuzamosan 6-8 sporangium ered. A központi tengelyen spirálisan álló sporangiofórok fiatal állapotban szorosan zártak, később a központi tengely és a sporangiofórok nyelének megnyúlásával a sporangiofórok eltávolodnak egymástól, így a vékony falú sporangiumok felszakadásával kiszabaduló spórák kiszóródhatnak. A képen a spórák, mint barnászörös gömbök, láthatók a még zárt sporangiumokban. Színük a festés miatt ilyen, a valóságban klorofill tartalmuk miatt zöldek.



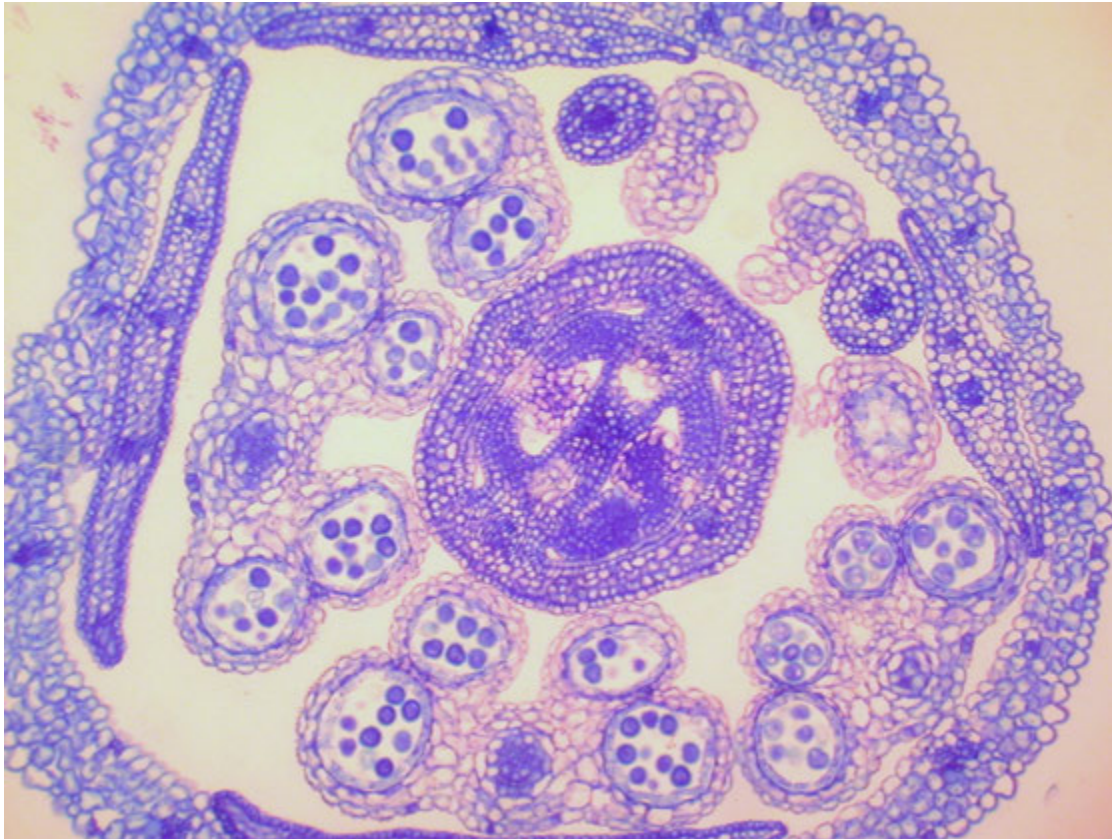
Fenyő (*Pinus sp*) női virágzatának, vagyis fiatal tobozának hosszmetsete. A fenyőfélék női virágzata fürtös típusú, a virágzati tengelyen spirálisan elhelyezkedő termőlevelekből és a hozzájuk tartozó fellevelekből áll. Ezek egymáshoz viszonyított fejlettsége változó. A metszeten látható toboz fellevelei nem látszanak ki a termőlevelek közül. A termőlevelek tövén két-két magkezdemény van, és virágzáskor a tobozpikkelyek között hézag van. Ezen a résen keresztül kerül a pollen a termőlevélre. A virágzási idő végére megporzástól függetlenül megduzzad a termőlevelek csúcsi része, és a toboz rései bezáródnak. Ettől kezdve a megporzott magkezdemények a tobozpikkelyek közötti zárt térben, de sosem termőlevelekből összenőtt, zárt magházban fejlődnek tovább.



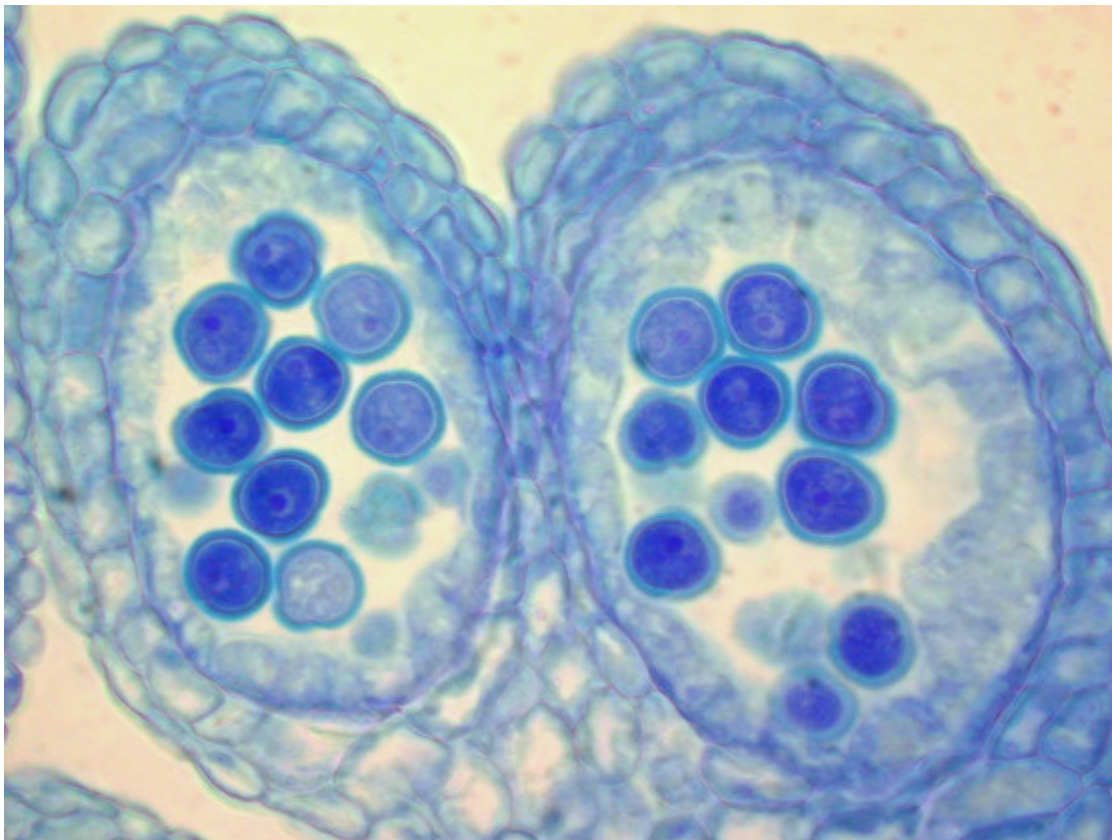
Fenyő (*Pinus sp*) hím virágának hosszmetszete. A fenyők hím virága egy egyszerű, spirálisan elhelyezkedő mikrosporofillumokból álló füzér. Nem láthatunk benne felleveleket, ezért nem nevezhető virágzatnak. A porzóleveleken két-két mikrosporangium, azaz pollensák van. A porzóleveleknek is nevezett mikrosporofillumok vége csúcsba kihúzott.



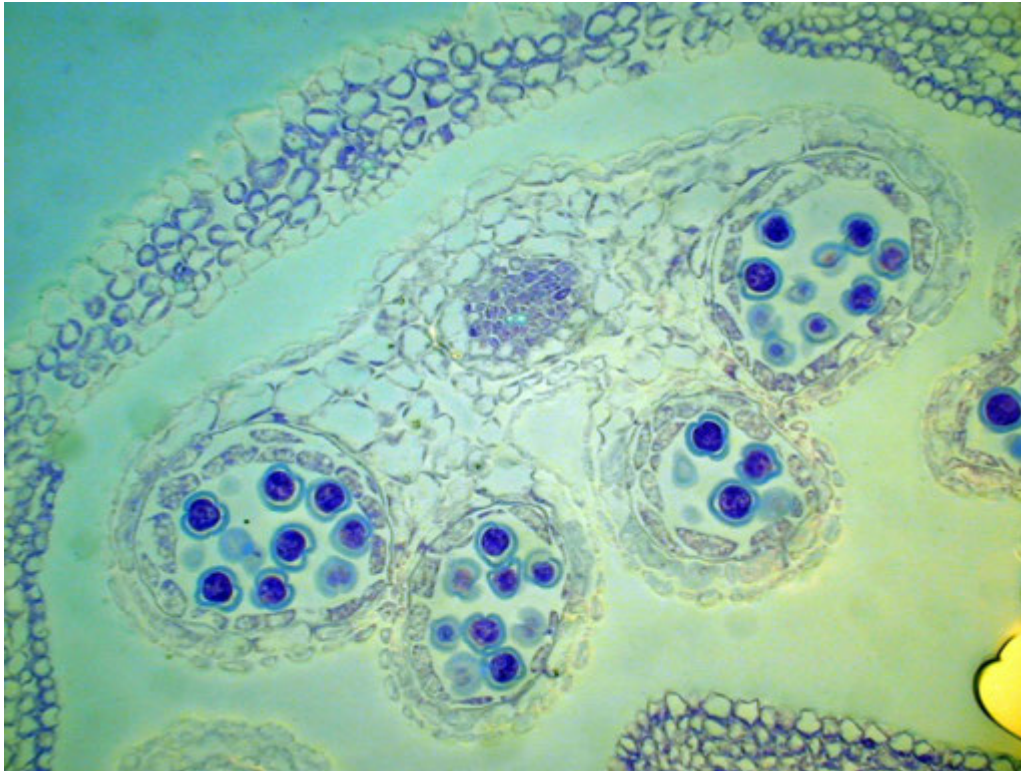
Mák (*Papaver somniferum*) fiatal virágának keresztmetszete. A magház sok termőlevél összenövésével keletkezett, soküregű, parakarp. A szeptumokon jól megfigyelhetők a magkezdemények. A magház felső részéből készült metszeten a szeptumok teljesnek tűnnek, de lejjebb már nem érnek össze. A termés éretten száraz, lyukakkal nyíló toktermés. A magház körül portokok és porzósálak keresztmetszetei egyaránt láthatóak, mert a porzók különböző magasságúak. A portokok két portokfélből és a köztük lévő csatlóból, portokfelenként két-két pollenzsákból állnak. A négy szíromlevél több rétegben van összehajtogatva. A két szorosan záródó csészelevél a virágnyílást követően korán lehullik.



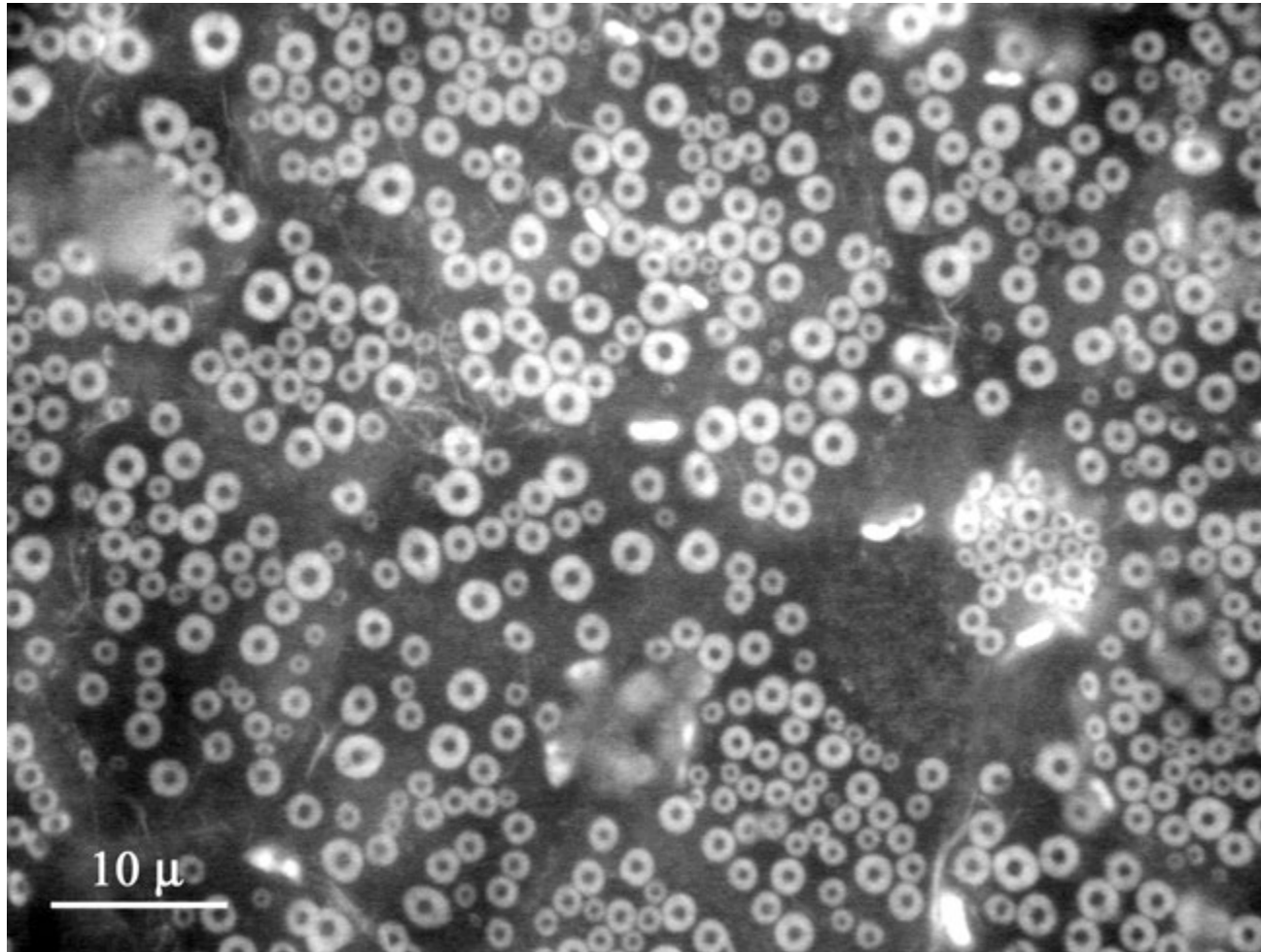
Lúdfű (*Arabidopsis thaliana*) virágának keresztmetszete. A toluidinkékkel festett metszet a portokok szintjében készült. A keresztesvirágúak tipikus virágszerkezetét figyelhetjük meg. A négy csészelevél alternálva helyezkedik el a négy szirmlevéllel. A virágban hat porzót találunk, ebből öt látszik a metszési síkban. Négy belső a szirmokkal van fedő helyzetben. A termőt két termőlevél alkotja és a magházat egy álválaszfal (replum) osztja másodlagosan két üregre. A magházban magkezdemények metszetei láthatóak.



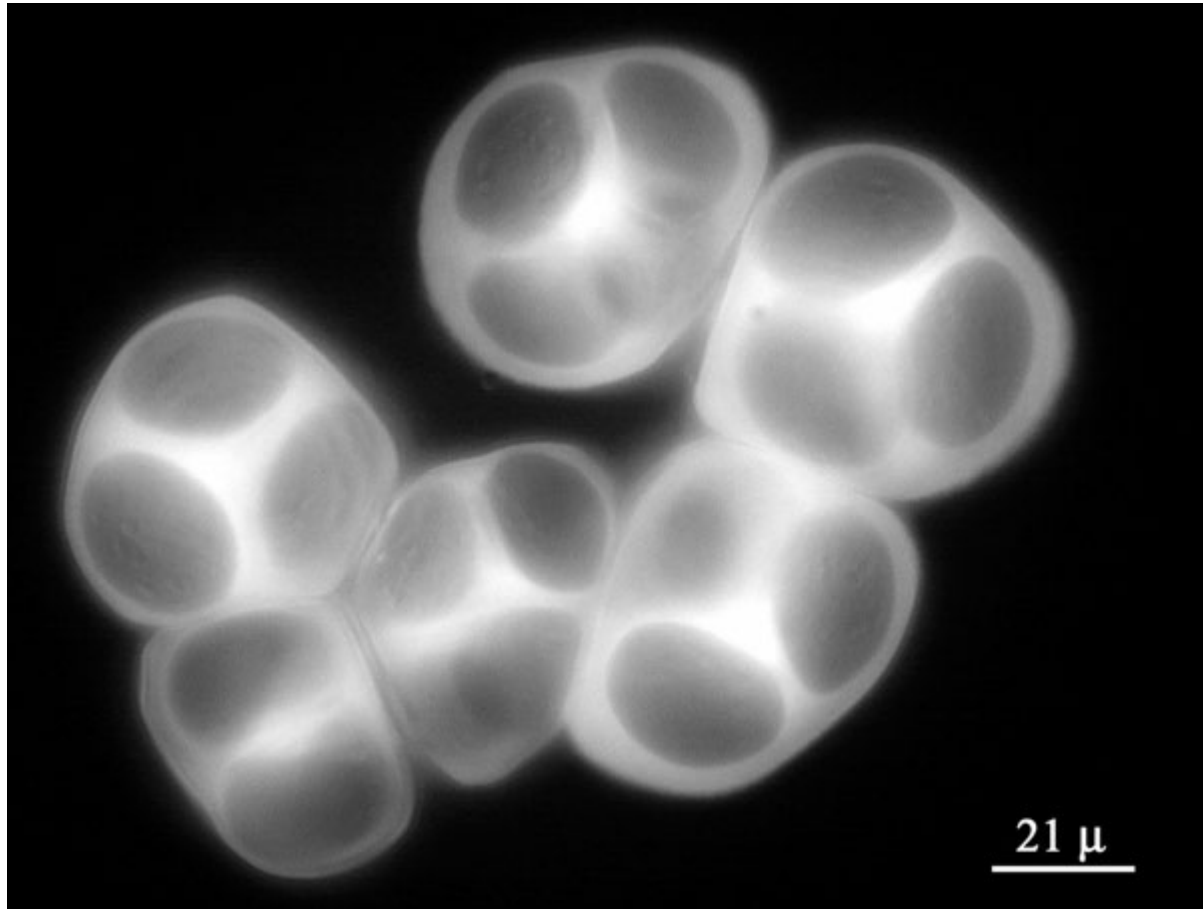
Lúdfű (*Arabidopsis thaliana*) portokfél keresztmetszete. Jól megfigyelhetők a portokfal rétegei. Kívül a portok bőrszöve az exotécium. Ezen az epidermiszen bizonyos fajokban megfigyelhetők gázcserenyílások, papillák, és ez a bőrszövet gyakran színes. Az endotécium vagy rostos réteg nem kifejezett, ebben a fiatal portokban még nem fejlődött ki teljesen. A köztes réteget egy sor parenchima alkotja, ez a sejt sor végzi a portok alapvető anyagcsere folyamatait. Ez a réteg fotoszintetizálhat és raktározhat is, illetve ez alakíthatja át a porzósál felől érkező anyagokat. A portokfal legbelső rétege a tapétum. A tapétum béleli a pollensákot (lokulamentum). Ez a szövet táplálja és látja el tápanyagokkal a fejlődő pollenszemeket, és ez szintetizálja a sporopollenint. A pollenszemek a metszetben kétmagvas állapotban vannak, tehát a mikospóra túl van az első pollenmitózison és tartalmaz egy vegetatív vagy tömlősejtet és egy generatív sejtet. Az *Arabidopsis* trinukleátus pollennel rendelkezik, tehát a portokban a kiszóródás előtt a pollenszemekben bekövetkezik a második pollenmitózis is. Ebben az osztódásban a generatív sejt két spermasejtet hoz létre. A két pollensák között a portokfal elvékonyodik. Az érett portok ezen a területen nyílik fel vagy vízvesztés, vagy valamilyen külső mechanikai hatás következtében. A portokfalnak ezt a régióját sztómiumnak nevezzük.



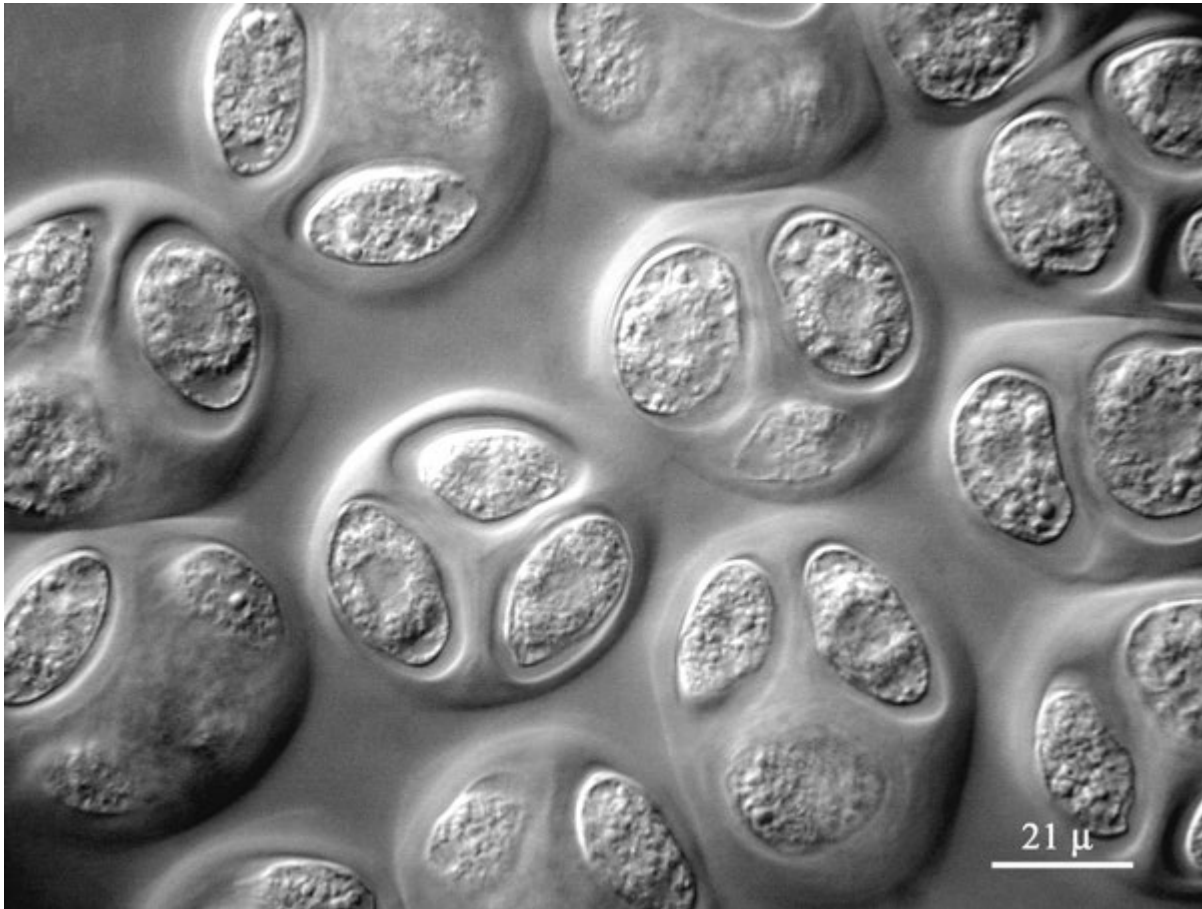
Lúdfű (*Arabidopsis thaliana*) teljes portokjának kersztmetszete. A portok általában két portokfélből (theca) áll. Portokfelenként két pollenzsákot találunk. Egy pollenzsák egy mikrosporangiumnak felel meg. A zárvatermők portokja ezek szerint négy sporangium összenövésével létrejött szinangium. A portokfelek között található a csatló (connectivum), ebben végződik a porzósál szállítóyalábja.



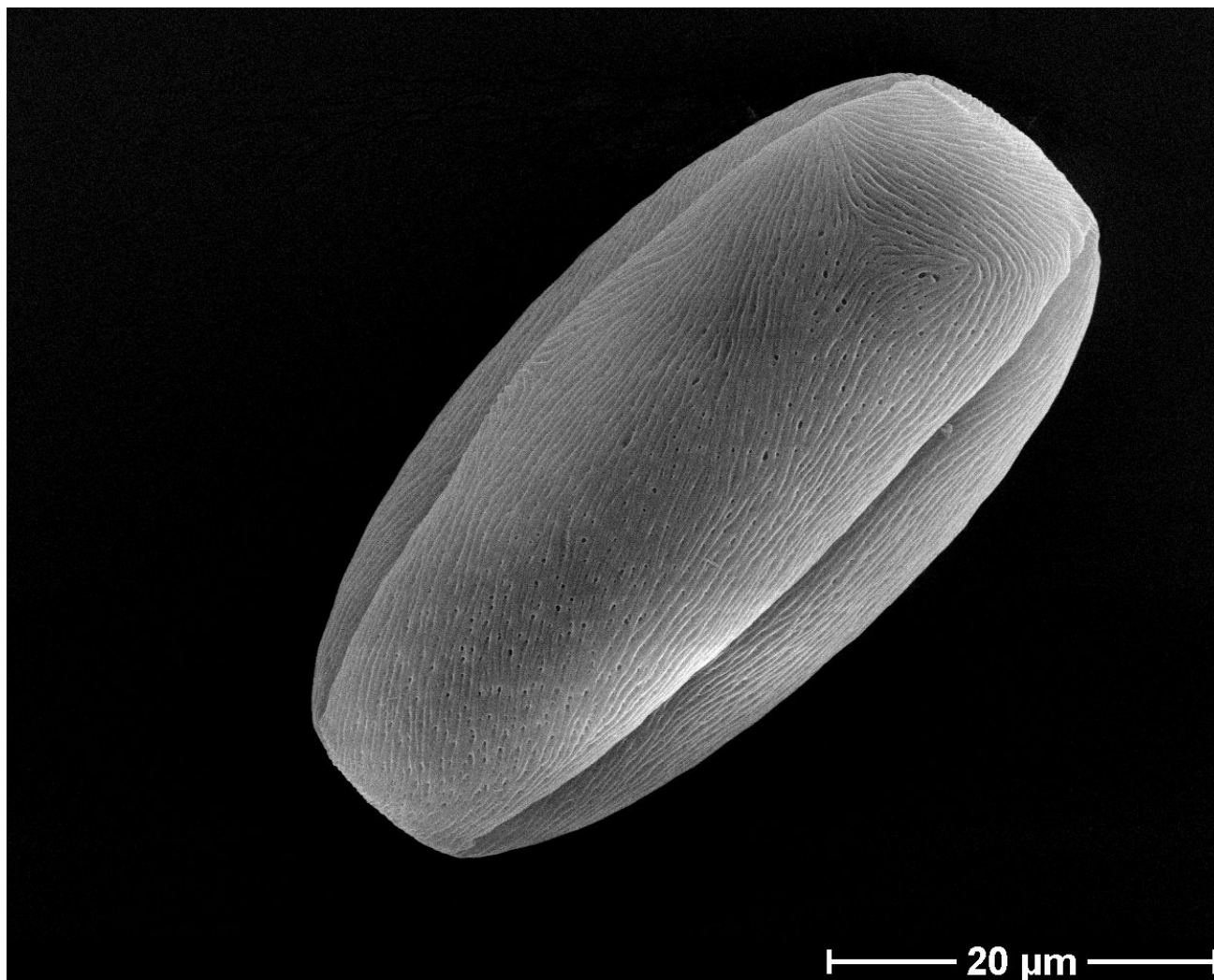
Torenia fourneri portok tapétumában orbikuláris testek. A mikrspórák érése során a tapétumból származó tápanyagok transzportja biztosítja fejlődésükhöz a szükséges anyagokat. Ez a szekréciós tapétum esetén a lokulamentum üregébe történő kiválasztás útján történik. A mikrspórák kallóz falának elbontását követően megindul a pollenfal kialakulása, amivel egy időben a tapétum sejtjeiben megjelennek az orbikuláris testek (más néven: Ubisch testek). Az exine kiépülésével párhuzamosan sporopollenin réteg alakul ki a pro-orbikuláris testek körül is. Nagy energiájú fotonokkal gerjesztve a sporopollenin fluoreszcenciát mutat, mint a mellékelt képen is látható, így az orbikuláris testek világító gyűrűként figyelhetők meg.



Torenia fournieri mikrospóratetrádok fluoreszcens mikroszkópos képe. A tetrádok fala calcofluor white fluoreszcens festékkel lett megfestve. Ez a festék elsősorban a cellulózt mutatja ki. A mikrospóra-anyasejtek a meiozist megelőzően alakítják ki ezt a speciális összetételű sejtfalat. A tetrád fala nagy mennyiségben tartalmaz kallózt is, ez Anilinkék-kel mutatható ki. Az anyasejtek ezen a kallóztartalmú falon belül osztódnak és az utódsejtek a saját faluk megszintetizálásáig ebben a közös falban maradnak.

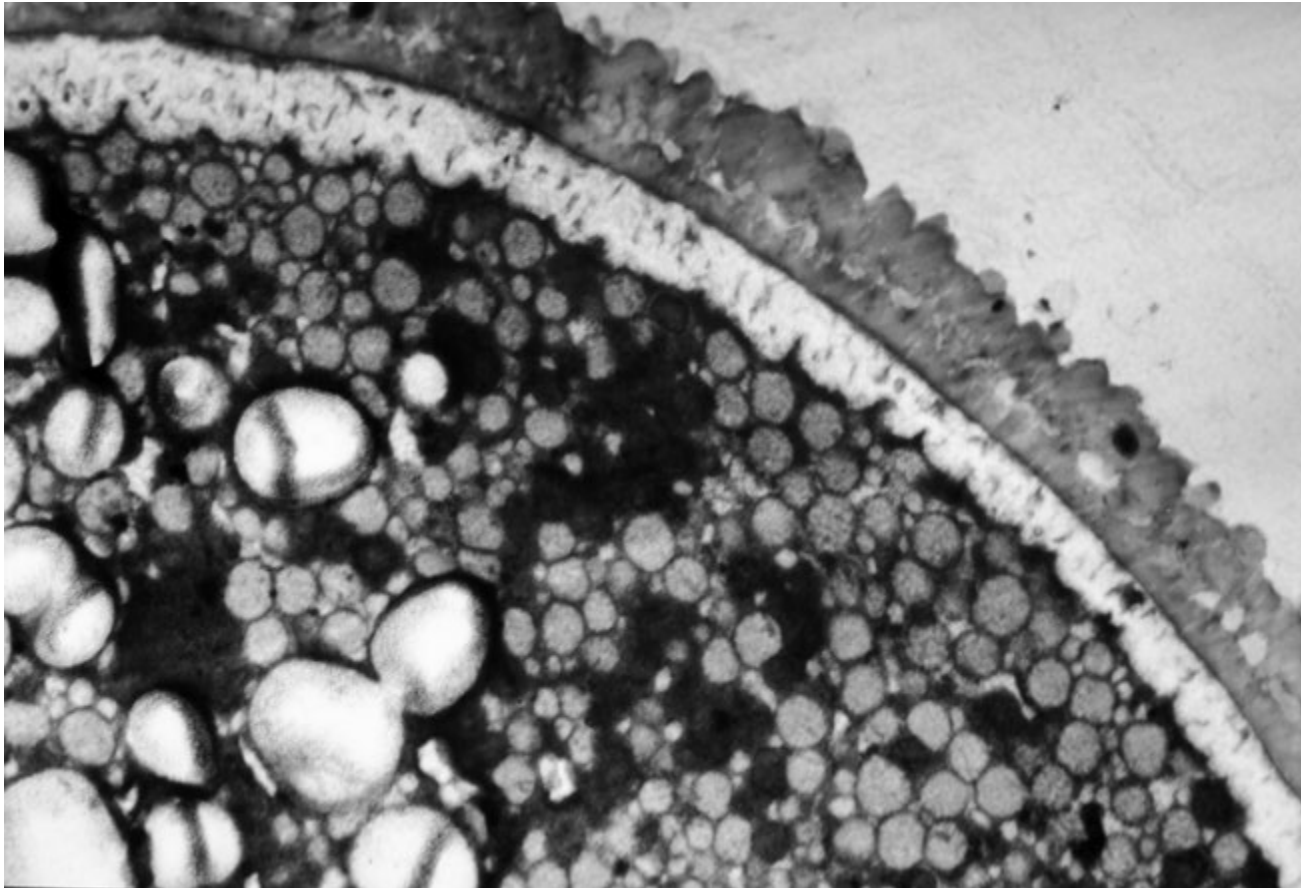


Torenia fourneri L. mikrospóra tetrádjai közvetlenül a meiosis után. A portok lokulamentumában az archesporiális szövet további fejlődésével a spogén szöveti fejlődési stádiumon keresztül kialakulnak a mikrospóra-anyasejtek. Meiotikus osztódásuk előtt az anyasejtek elválnak egymástól és vastag kallóz falat alakítanak ki. A számfelező osztódás e falon belül megy végbe. A kialakuló négy mikrospóra kallóz falakkal elválasztva együtt marad, legalább egy ideig, az eredeti, a mikrosóra-anyasejtet borító kallóz falon belül. Ebben a fejlődési állapotban nevezzük az itt látható struktúrát tetrádnak. (Az objektív kis mélységélessége miatt általában három sejtet látunk a négyből.)

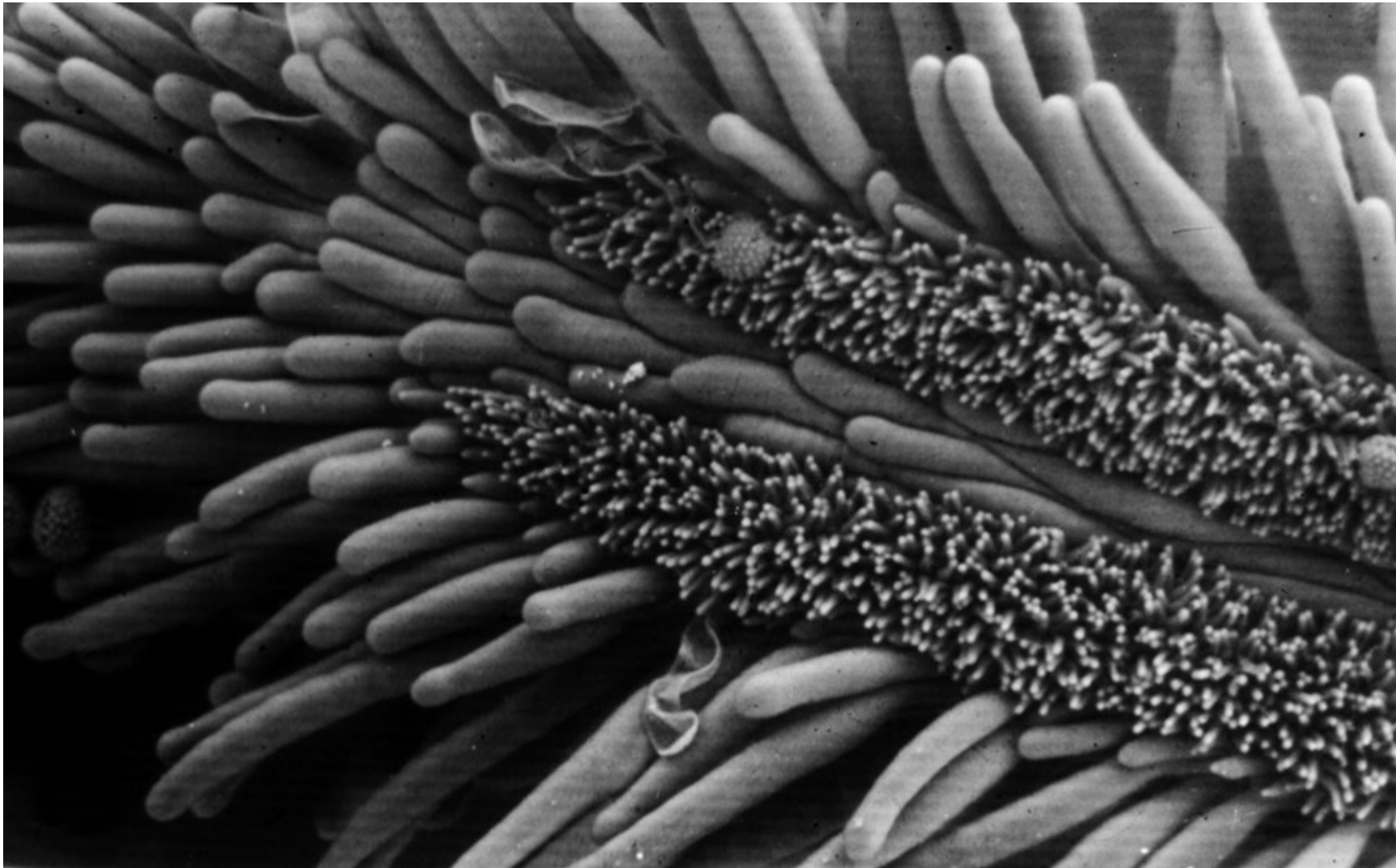


Kajszi (*Prunus armeniaca* L.) pollenjének pásztázó elektronmikroszkópos képe. A különböző kultúrváltozatok pollenje morfológiailag két csoportba sorolható. Az egyik megnyúlt, oldalán a három hosszú szulkusz végig húzódik. A másik kerekded, a rövid szulkuszokban aperturák figyelhetők meg. A képen egy nálunk elterjedt változat, a Gönci

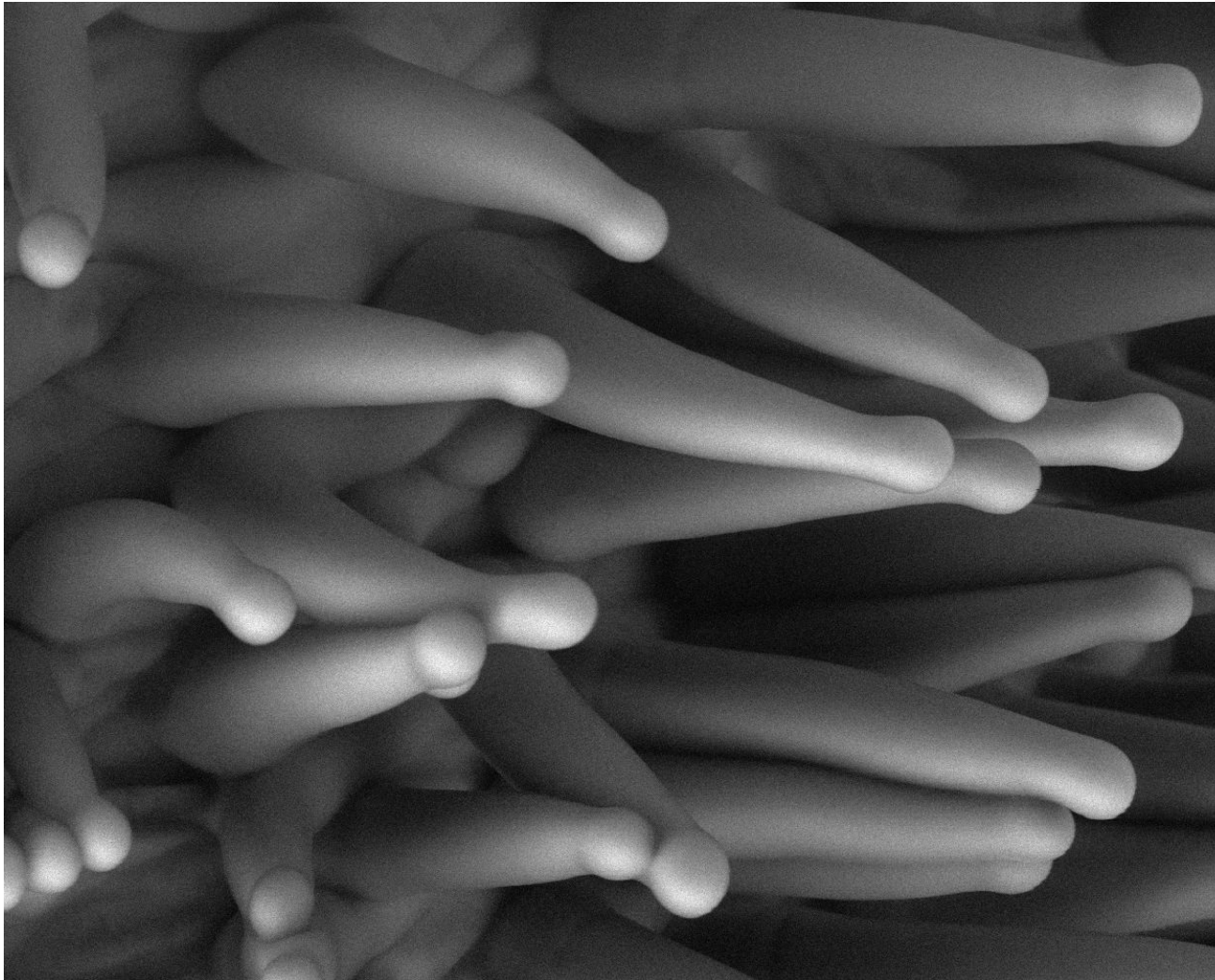
magyar fajta pollenszeme látható, amely hosszúkás, felületén finom hálózatos mintázatú, ami a csaknem összefolyó tectális részből áll. A hálózatos vastagodású sexinén apró pórusok figyelhetők meg.



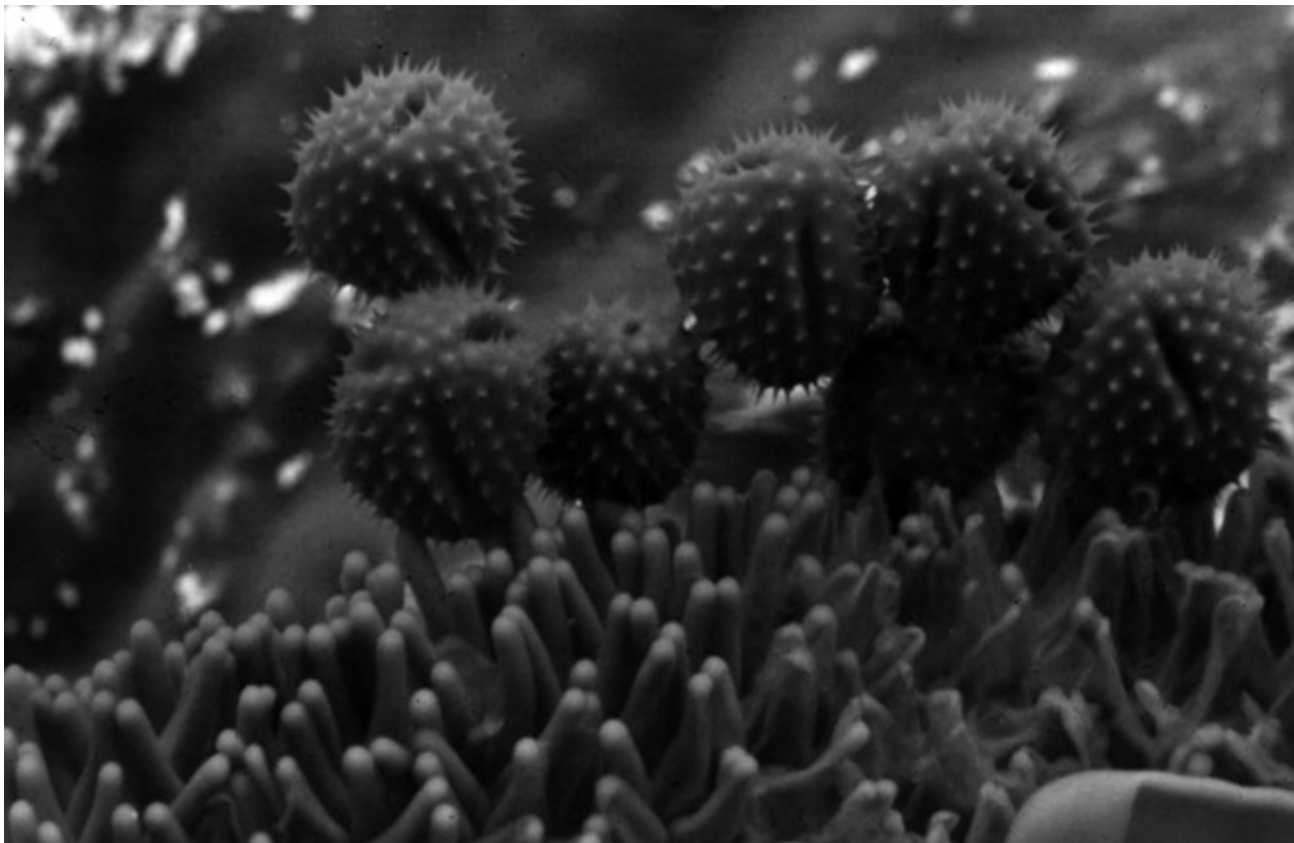
Érett pollen *Torenia fournieri* portokból. Az érett pollen jelentősen különbözik a mikrospórától. A kétsejtes állapot nemcsak sejtszám emelkedést jelent, hanem a vegetatív sejt citoplazmájának állapota is jelentősen eltérő a mikrospórától. Feltűnő a felhalmozott tartalék tápanyag. Ez jelentős mennyiségében lipid, de sok keményítő is van a plasztiszokban. A másik fundamentális különbség a sejtfal állapota. A kész pollenszemben az exine és intine jól elkülönül. A tapétum által kiválasztott sporopollenin beépítése befejeződött, az ektexine mintázatának jellegzetességei kialakultak.



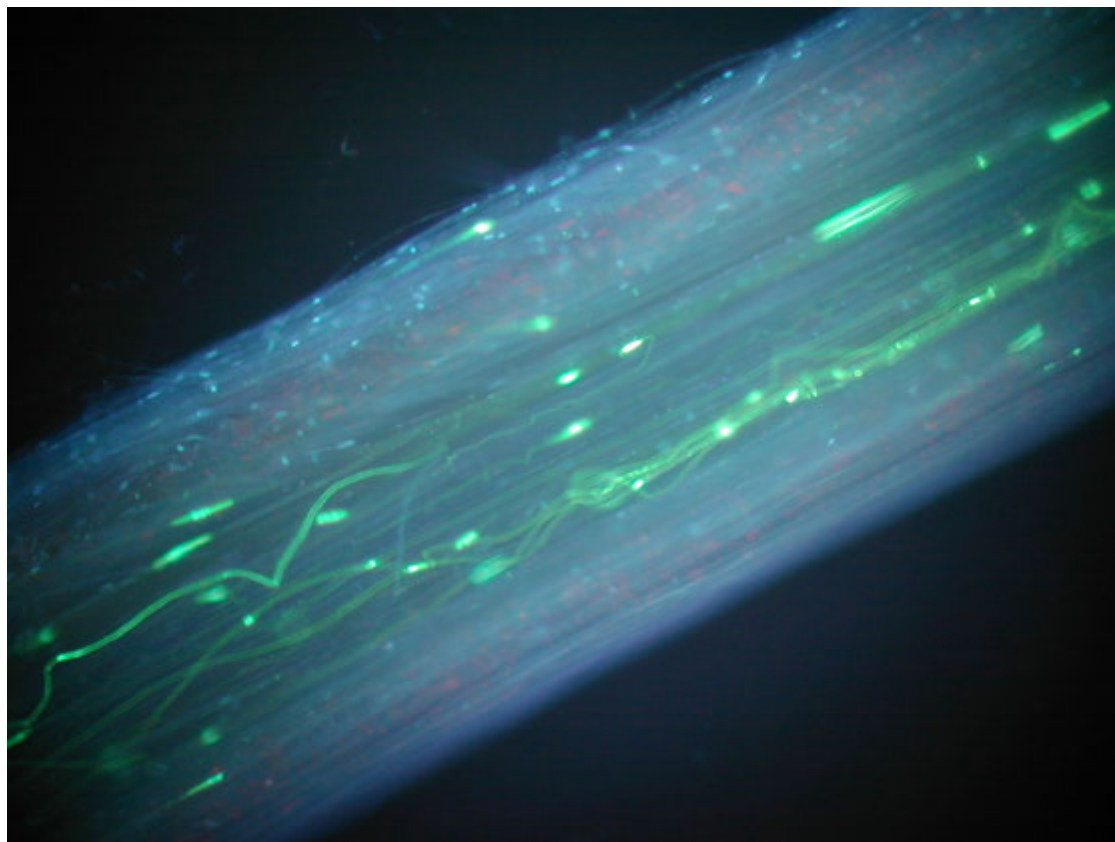
Torenia fournieri bibe felszíne. A bibekaréj szélső területén nagyméretű papillák emelkednek ki, közöttük két sávban kisebb, a pollen felfogására szolgáló papillák láthatóak. Az ide került pollenszem pollentömlőt fejleszt, amely a magkezdeményig szállítja a spermasejteket.



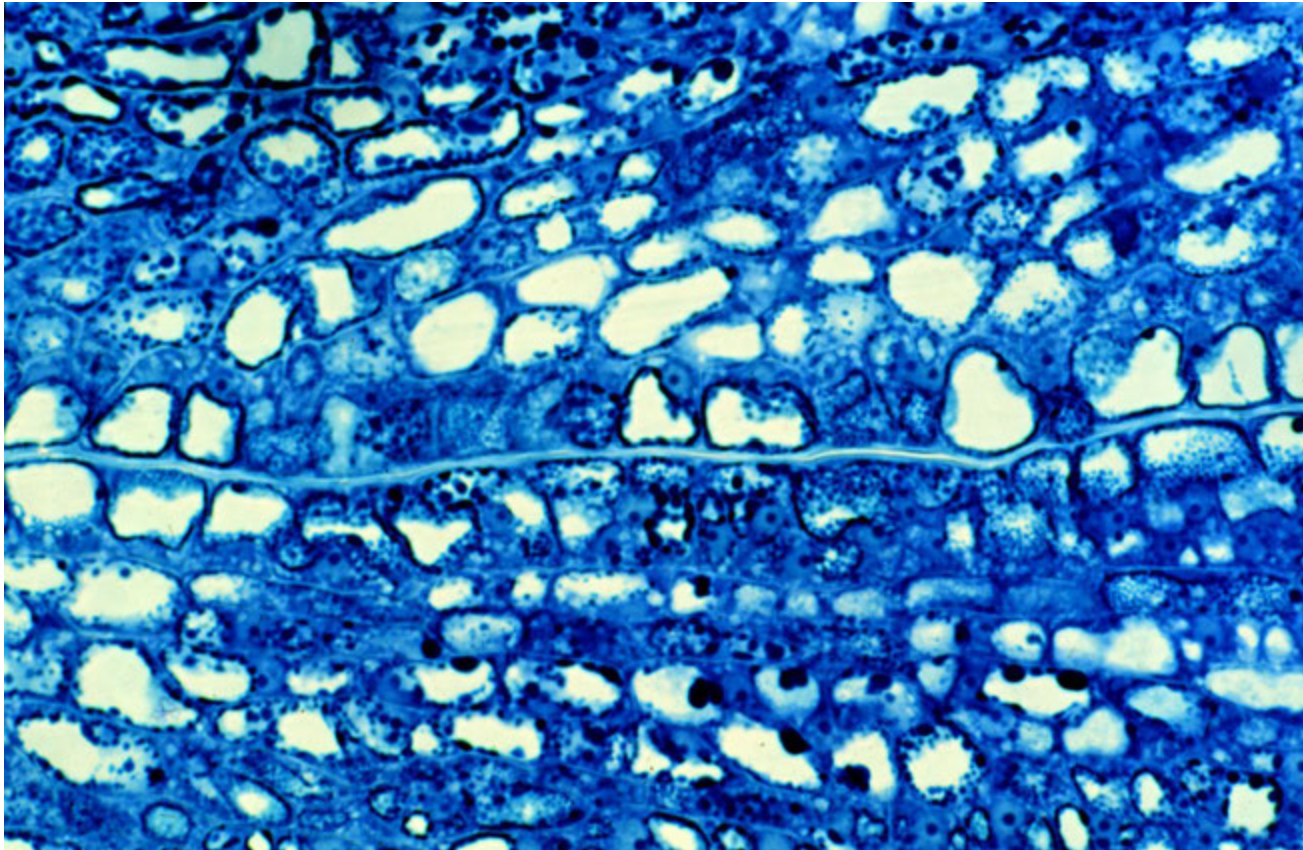
Papillák *Torenia fourneri* L. bibéjén. Megporzáskor a papillák, a bibe epidermiszsejtjeinek nyúlványai a külső tangenciális sejtfalon, segítik a pollenszemek megtapadását és fontos szerepük van a bibe szekréción működésében. Ez utóbbi azért is fontos, mert a kiszóródáskor dehidratált (csökkent víztartalmú) pollennek először vizet és abban oldott anyagokat kell felvennie a pollentömlő kihajtása előtt. A pollentömlő fejlődését serkenti és segíti a bibe váladéka.



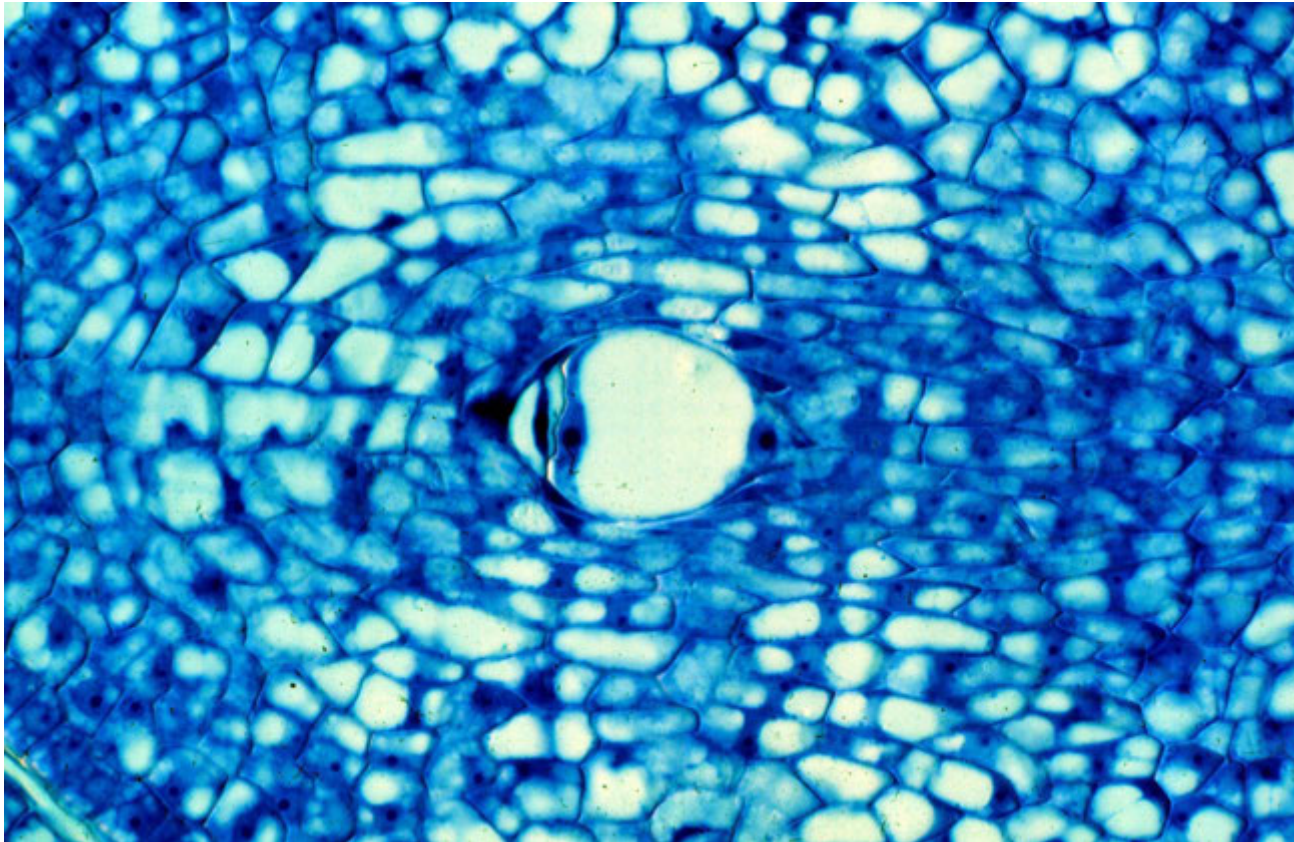
Szkenning elektronmikroszkópos felvétel *Torenia fournieri* pollenszemekről a papillás bibe felszínén. A bibék receptív felszínén gyakran láthatók felületnövelő struktúrák, például papillák. A papillák felelősek a pollenszemek érzékeléséért, és ezek feladata a kompatibilitási reakciók lejátszása is. Bizonyos kompatibilitási rendszerekben a papillák képesek elindítani vagy megakadályozni a pollenszemek csírázását. A pollenszemek gyakran visznek a felszínükön sporofitikus eredetű anyagokat, ezek alapján tudja a bibe felismerni vagy kizárni őket ezekben a reakciókban. A rovarmegporzású növények pollenszemeinek felszíne általában strukturált, a felszíni mintázatnak a pollenszemek rovarokhoz illetve egymáshoz való kapcsolásában, esetleg a bibén való jobb rögzülésben van szerepe. A pollenszemek felismerésében a mintázatnak valószínűleg nincs szerepe. A pollenszemek felszíni mintázata lehetővé tesz bizonyos szintű növényhatározást is. A képen látható pollenszemek exinéjének felszíne tüskés, a pollenfalon három hasíték látható, a pollen triszulkátus. A pollentömlő a hasítékok egyikén hajt ki a pollencsírázás során.



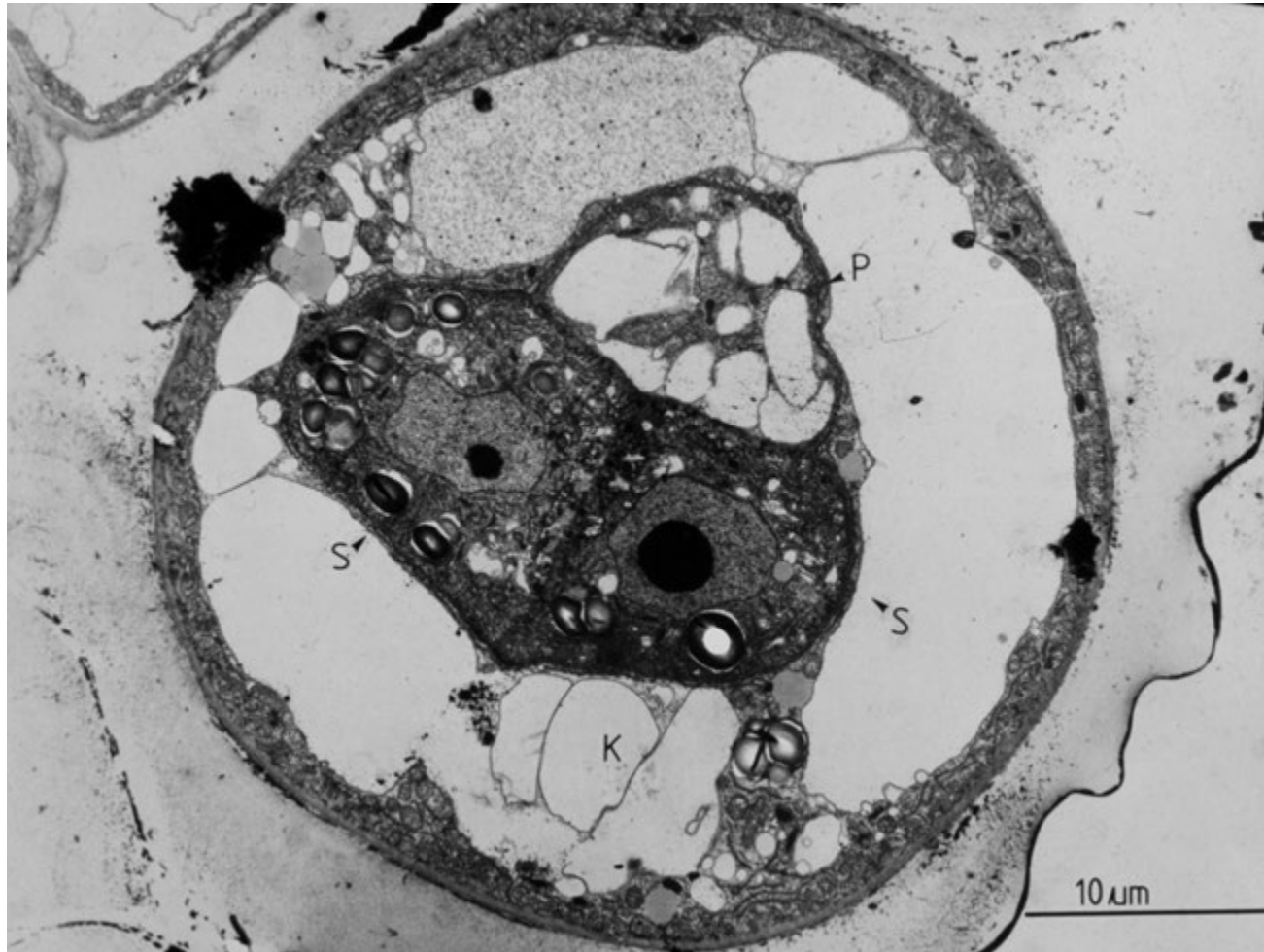
Torenia fournieri bibeszál hosszmetsete. A mintát anilinkékkel és DAPI-val festettük és UV-gerjesztéssel vizsgáltuk fluoreszcencia mikroszkópban. A bibeszál belsejében találjuk a transzmissziós szövetet, ebben növekednek a magház felé a pollentömlők. Az anilinkék a pollentömlők falának kallóz tartalmát zöldes fluoreszcenciával jelöli. A pollentömlőkben nagyjából egyforma szakaszonként erősebben fénylő kallóz dugókat láthatunk. A kallóz dugók a pollentömlőnek a vegetatív sejt által már elhagyott, üres részét választják le a tömlőcsúcs citoplazmás részéről. Ennek egyrészt a vegetatív sejt térfogatának közel állandó szinten tartásában, másrészt a bibefelszíntől kezdve üres tömlők lezárásában van szerepe. Ez egyrészt védi a tömlő csúcsi részét a bibeszál átnőtt részeinek sérüléseitől, másrészt védheti a magházat az üres tömlőkön keresztül a bibe felől behatoló patogénektől. A tömlőcsúcs tehát a pollenszemről leválasztva is alkalmas a továbbnövekedésre és a magház elérésére. A *Torenia fournieri* binukleátus pollenű növény, vagyis a kiszórt pollenszemek vegetatív és generatív sejtet tartalmaznak. A generatív sejt a bibeszálban növekvő pollentömlőben osztódik két spermasejtre. A DAPI festés világoskék fluoreszcenciával mutatja a bibeszál rostjainak sejtmagjait



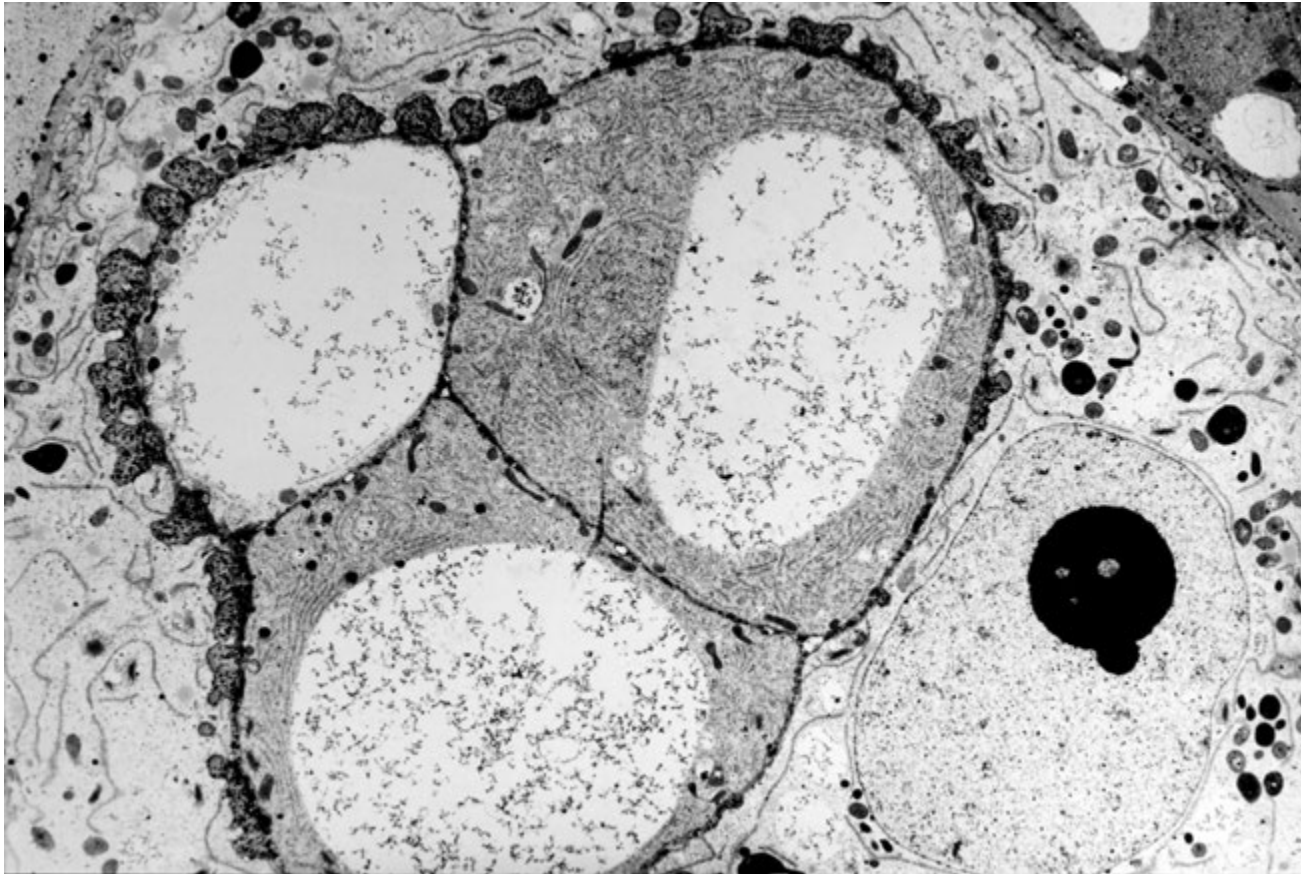
Bibecsatorna hosszmetezete dió (*Juglans regia*) virágában. A zárvatermők magházába vagy bibecsatornán vagy egy un. transzmissziós szöveten női keresztülnőve jutnak el a pollentömlők. A bibecsatorna falát szekréciós sejtek bélelik. Ezek egy a pollentömlők számára kedvező összetételű mátrixot választanak ki. Ez kevésbé polimerizált sejtfa prekurzorokat, peptideket és lipideket tartalmaz. A növekvő heterotróf pollentömlő ebből nyeri a saját növekedéséhez szükséges energiát és anyagokat. A bibecsatorna vagy a transzmissziós szövet sejtjei bizonyos esetekben le is állíthatják a pollentömlők növekedését a szekréciós összetételének megváltoztatásával vagy az említett anyagok megvonásával.



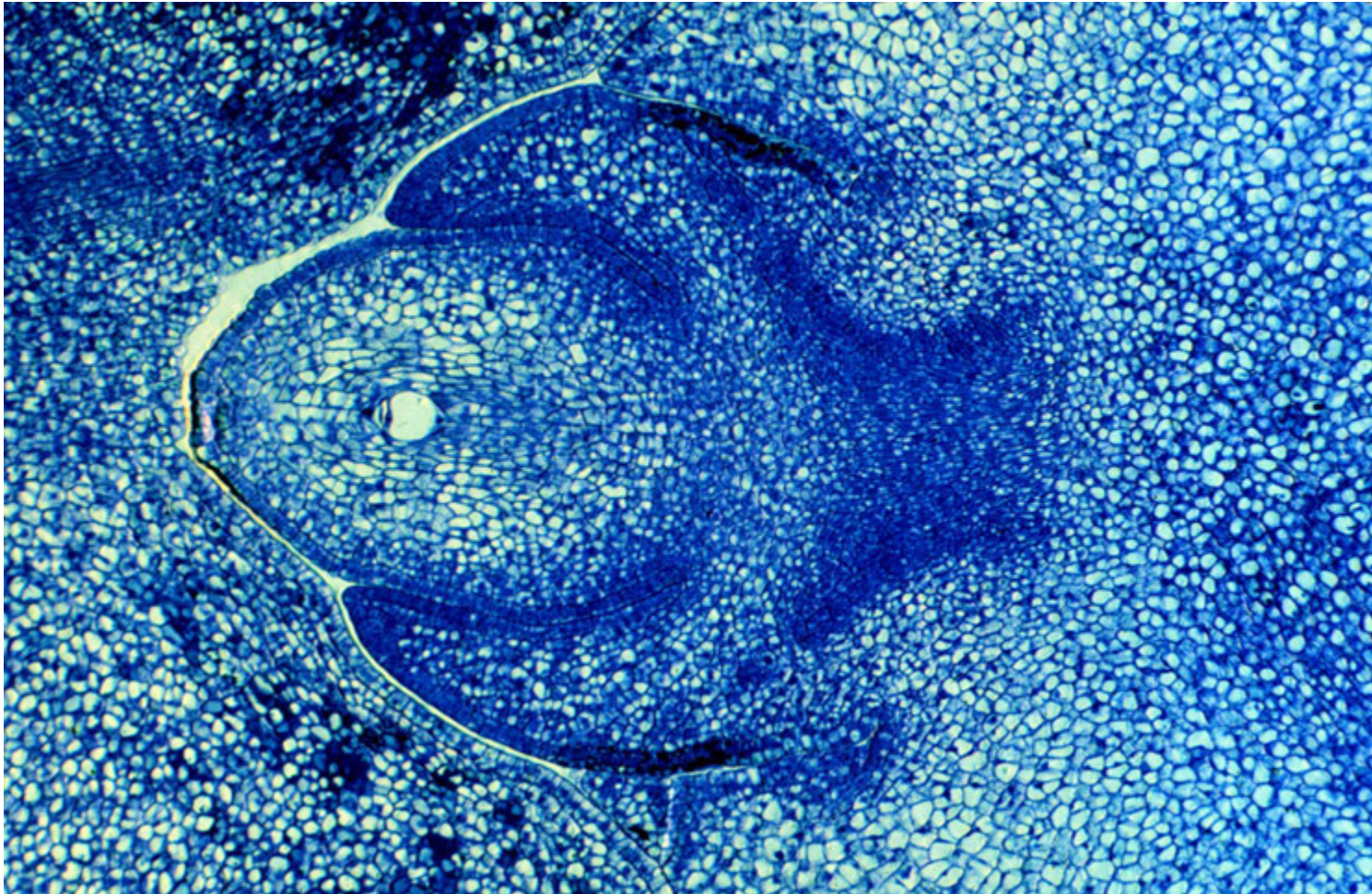
Dió (*Juglans regia*) makrosporogenezisének korai szakasza. A magkezdemény nucelluszán belül meiozissal osztódik a makrospóra-anyasejt, és egy ún. lineáris tetrád alakul ki. A lineáris tetrád négy sejtje közül rövidesen elpusztul három. A kalaza felé eső makrospóra marad meg, ez fogja kialakítani a dió női gametofitonját. Ezt monospórást embriózsákfejlődésnek hívjuk.



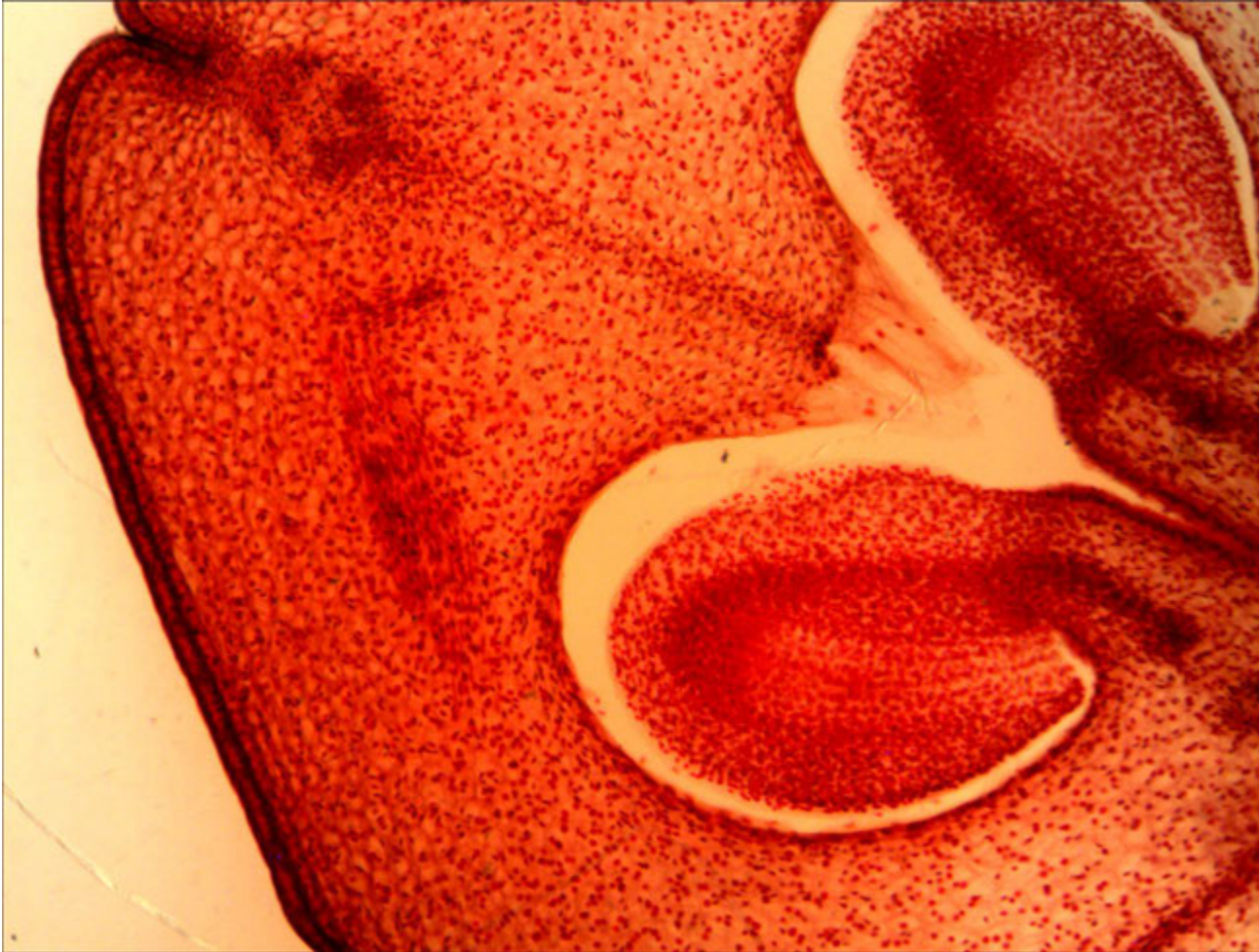
Torenia fournieri magkezdemény keresztmetszete a petekészülék magasságában. A magkezdeményből kitüremkedő peteapparátus a központi sejt (K) felső részébe kissé besüllyedve található, ezért úgy tűnik, mintha gyűrűszerűen körbevenné. A két szinergida (S) és a petesejt (P) egy szoros egységet képez. Ez a megtermékenyítés szempontjából alapvetően fontos, hiszen az egyik szinergida állapota és sejtalakja megváltozik, így befogadja a pollentömlőt és célba juttatja a spermasejteket.



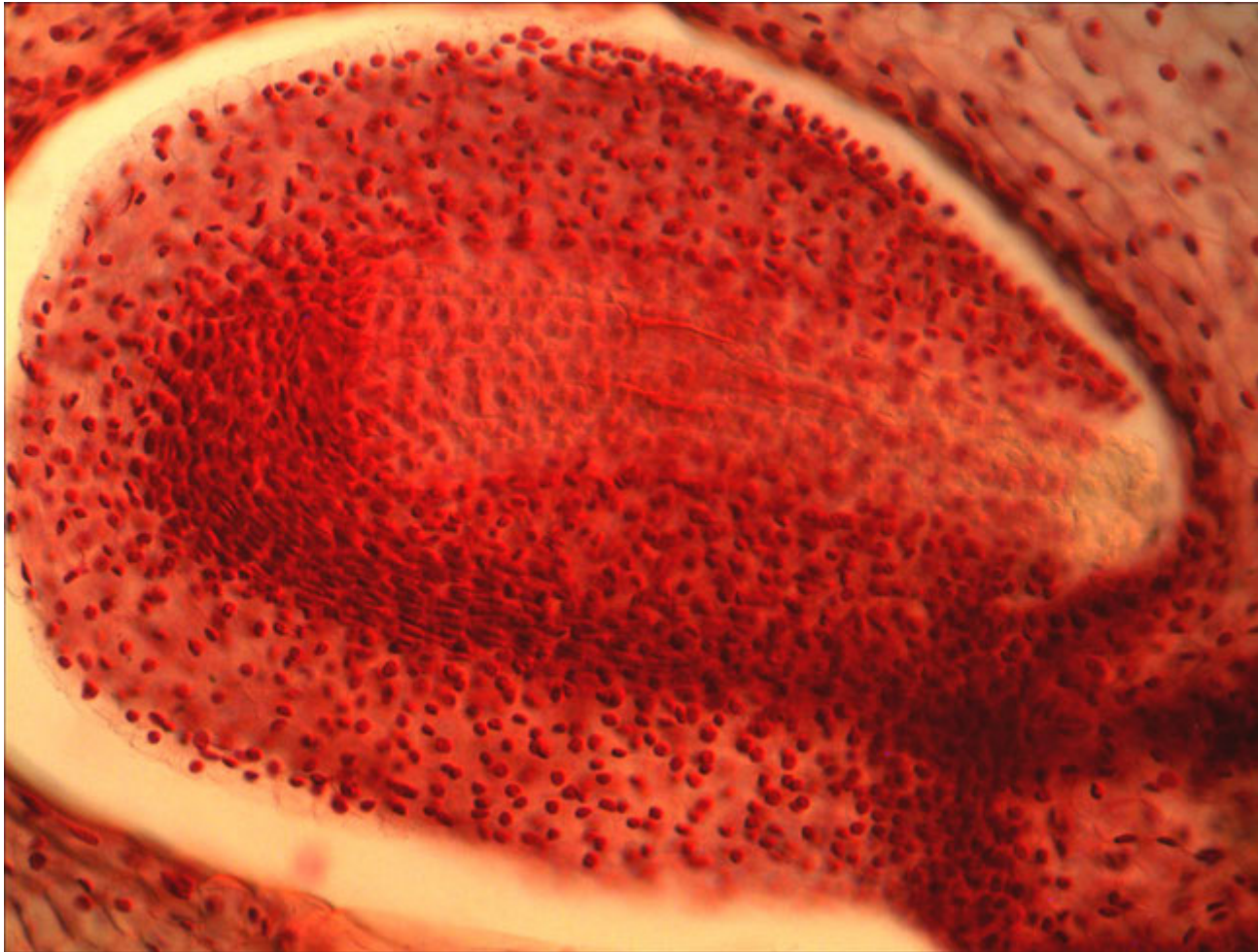
Torenia fournieri magkezdemény keresztmetszete a petekészülék magasságábanA megporzást követően az embriózsákban jellegzetes változások mennek végbe. A központi sejt összekapcsolódott magjai a petesejt felé vándorolnak, és a két sejt közé benyúlik az egyik (degenerálódó) szinergida. A képen a központi sejt magja a két szinergida alatt látható, míg a bal felső sejt a petesejt, ami a ferde metszési sík miatt tűnik kisebbnek. A petesejt apparátus belenyúlik a központi sejtbe, így a metszeten ez teljesen körülöleli a petesejtet és a két szinergidát. Ezeket a sejteket körülvevő sötét sejtfalszerű réteg kalciumot halmoz fel, mely egy hisztokémiai reakció segítségével itt kalcium antimonát csapadékként került kimutatásra.



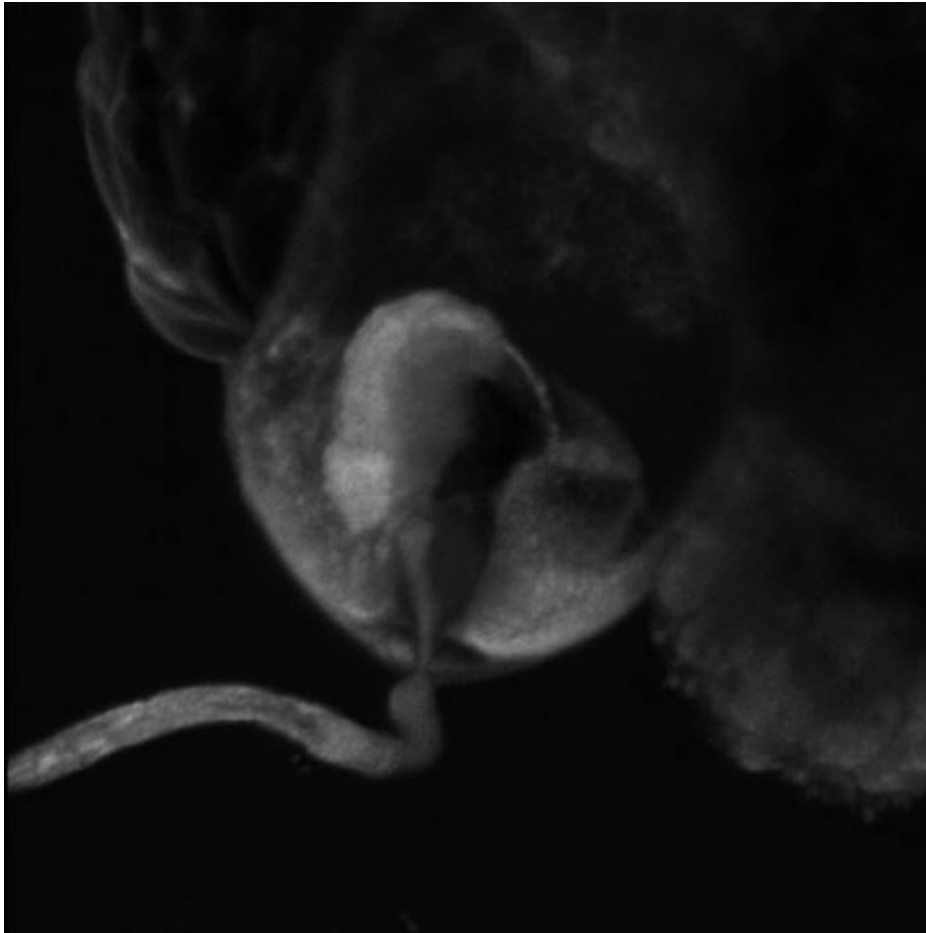
Dió (*Juglans regia*) magházának hosszmeteszete. A magházban kialakult a magkezdemény, amiben megfigyelhető a megnagyobbodott funkcionális makrospóra. A kétrétegű integumentum külső rétege erősen redukált. A nucellus a mikropile felé eső oldalon sok sejtsor vastagságú. A bibecsatornán beérkező pollentömlőnek ezen a szöveten is át kell nőnie, hogy elérje a női gametofiton később kialakuló petekészülékét. A mikropilével ellentétes póluson megfigyelhető a kalaza, ami a funikuluszban húzódó szállítóyaláb végződésének környéke.



Tulipán (*Tulipa gesneriana* L.) termő keresztmetszetének részlete. A tulipán virágának szinkarp termője három termőlevélből nő össze és három, szeptumokkal elválasztott üreg található benne. Minden üregben két sorban ülnek a placentán a magkezdemények. A képen két termőlevél széli régiója és az egyik magházüreg látszik, benne két anatrop magkezdeménnyel, amelyek funikulusszal kapcsolódnak a placéntához. A placenta (magléc) a szeptumok szegélyénél alakul ki. A szeptum termőlevél középső részének kitüremkedésével keletkeznek (parietális placentáció). A termő fala vastag, parenchimatikus, külső sejtjei klorenchimát alkotnak. A termő magházának fala továbbfejlődve a toktermés falává alakul át. Teljesen érett állapotban szklerenchimatizálódik, ami segíti a toktermés felnyitását.



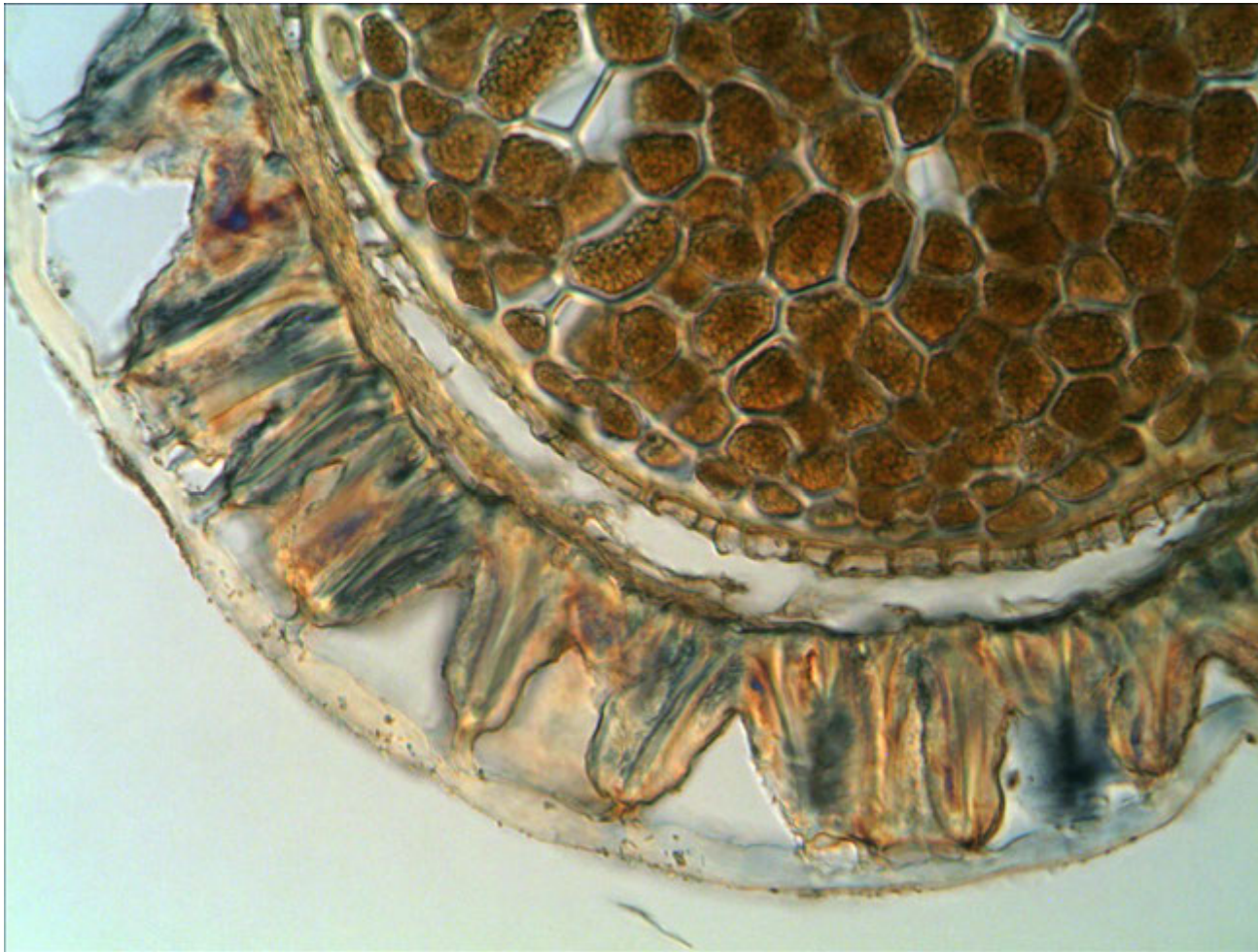
Tulipán (*Tulipa gesneriana* L.) magkezdeménye. Az anatrop, visszafordult magkezdemény az egyik oldalán az integumentumhoz nőtt funikulusszal kapcsolódik a placentához. A placenta felől szállítónyaláb húzódik a kalaza szintjéig, ahonnan a magkezdeményt burkoló integumentumok erednek, amelyek a magkezdemény belső strukturáit, a vékony falú sejtekből álló nucelluszt és a benne található embriózsákot védik. Az integumentumok vége (a placenta felől) nyílást formálnak, a mikropilét. Ez rendszeren a pollentömlő behatolási helye (porogámia). A magkezdeménybe jutva a pollentömlő egészen az egyik szinergidáig szállítja a két hímivarsejtet.



Torenia fournieri petesejtapparátusa megtermékenyítéskor konfokális lézerszenking mikroszkópban. A petesejt a zárvatermő növények többségénél rejtetten, védett helyen, a magkezdeményen belüli nucelluszban található. A *Torenia* esetén, különleges módon, a magkezdeményekből a mikropilén „kilógó” embriózsák csúcsi része szabadon helyezkedik el. A szinergidák a petesejt mellett láthatók. Ennek ellenére a petesejtapparátus az axiális placentához kapcsolódó magkezdemények sűrű helyzete és a placenta felé orientáltsága miatt védett helyzetben van a zárt magházban. A képen az egyik szinergida és a pollentömlő kapcsolódása látszik, ami közvetlenül megelőzi a megtermékenyítés folyamatát. A pollentömlő áthalad a filiform apparátuson (ezt a belépésnél látható beszűkülés jelzi) és a képen a meggörbült befogadó szinergida mögötti, sötétebb árnyaltú petesejt felé juttatja tovább a spermasejteket. A középső helyzetű peteapparátus két oldalán a nucellusz sejtjeinek csoportja figyelhető meg.



Mandula (*Amygdalus communis*) mag keresztmetszetének részlete. A mandula magja teljesen kialakult állapotban nem tartalmaz érdeemben endospermiumot, csupán maradványa veszi körül egy-két sejtsor vastag rétegben az embriót, amelynek sziklevele a fő raktározó szerv. Sejtjei olajat és keményítőt halmoznak fel. A maghéj barnás színű. Legkülső sejtsora megnagyobbodott, hordószerű, specializálódott sejtekből áll. Ezek könnyen letörnek, így a mag lisztes tapintású.



Paprika (*Capsicum annuum*) mag keresztmetszet részlete. A paprika magjában az embriót endospermium veszi körül, utóbbit pedig a maghéj borítja. A lapos mag szegélyi részén a maghéj sejtjei speciális sejtfallvastagodásúak, U-alakú, kissé egyenetlen a fal. A külső tangenciális fal viszonylag vékony marad.



Édeskömény (*Foeniculum vulgare* L.) termés keresztmetszet. A kép az édeskömény fiatal, még nem teljesen érett termése látható. a két résztermés még nem vált szét. Középen a karpofór helyezkedik el, tőle két oldalt a résztermések láthatók. A résztermés külső, domború felszínén és a szegélyén öt borda húzódik végig, amelyek alatt a parenchimatikus termésfalban szállítóyalábok és szklerenchima helyezkedik el. A nyálábok között, bordák közti helyzetben négy darab illóolaj járat alakul ki. A résztermések lapos, a magház közepe felé tekintő oldalán még két további illóolaj járat van a résztermésekben. A résztermés egy magot tartalmaz. Az endokarpium és a maghép vékonybarna vonal formájában

látható a metszeten. A maghéjon belül az apró sejtekből álló, még nem teljesen kifejlett endospermium látszik. Az embrió a metszési sík alatt helyezkedik el, így nem figyelhető meg.

Irodalomjegyzék

Steven E Ruzin: *Plant Microtechnique and Microscopy* 1999 Oxford University Press

R. Moore, W.D. Clark, D.S. Vodopich: *Botany* 1998 McGraw Hill

M. Cresti, S.Blackmore, J.L. van Went: *Atlas of Sexual Reproduction in Flowering Plants* 1992 Springer Verlag

V. Raghavan: *Molecular Embryology of Flowering Plants* 1997 Cambridge University Press

A. Foster, E.M. Gifford: *Comparative Morphology of Vascular Plants* 1974 W.H. Freeman and Co.

Haraszty Árpád: *Mikroszkópos Növényanatómia* 1982 Tankönyvkiadó

R.F Evert: *Esau's Plant Anatomy* 2006 Wiley

J.L.Hall, C. Hawes: *Electron Microscopy of Plant Cells* 1991 Academic Press

B. Capon: *Plant Survival* 1994 Timber Press

A.D. Bell: *Plant Form* 1991 Oxford University Press