

Stanisław Pelc

HODOWLA PRZEDROŚLI PAPROCI W WARUNKACH PRACOWNI SZKOLNEJ  
NA PRZYKŁADZIE NARECZNICY SAMCZEJ -  
DRYOPTERIS FILIX-MAS /L./Schott

Uzyskanie przedrośli paproci ze stanowisk naturalnych jest bardzo kłopotliwe i trudne. W przypadku gdy w szklarniach hodowane są paprocie, można czasem na glebie pod nimi znaleźć przedrośla. Najpewniejszym jednak źródłem uzyskania tego materiału jest własna hodowla.

W czasie przerabiania zagadnienia przemiany pokoleń u paprotników, w obecnych programach w klasie III licealnej, istnieje potrzeba pokazania gametofitu paproci nie tylko na rysunku, ale także w naturze. Celem mojej próby było określenie koniecznego czasu, potrzebnego na wyhodowanie dojrzałych przedrośli, z rozwiniętymi gametangiami, a także wypróbowanie warunków hodowli. Doświadczenie było przeprowadzone bez użycia termostatów świetlnych, na podłożu najłatwiej dostępnym, w każdej, nawet słabo wyposażonej pracowni szkolnej.

Do hodowli wzięto jedną z naszych najbardziej pospolitych paproci, rosnącą właściwie w każdym lesie czy zagajniku. Narecznica samcza jest niejako klasycznym obiektem na przykładzie którego omawiana jest budowa i cykl rozwojowy paproci. Hodowla jest również możliwa na innych naszych gatunkach, a rozwój u nich nie odbiega w zasadzie od opisanego przykładu.

W artykule niniejszym omówiono szczegółowo rozwój protalium od najwcześniejszych stadiów aż po młody sporofit. Obserwacje nad rozwojem przedrośla, są jak się wydaje, bardzo wdzięcznym przedmiotem badań na zajęciach kółka przyrodniczego i dlatego nieco więcej miejsca poświęcono temu zagadnieniu. Na lekcjach należy zademonstrować żywe, dojrzałe przedrośla, a w przypadku ich braku, można posłużyć się gotowymi, trwałymi preparatami; przepis na ich sporządzenie podano na końcu artykułu.

## 1. Warunki i sposób hodowli

### a/ Zebranie materiału na wysiew

Właściwe zebranie materiału decyduje o powodzeniu całej hodowli. Aby uzyskać dobry materiał zbieramy liście z wykształconymi zarodnikami, które dojrzewają u narecznicy samczej w lipcu i sierpniu. Liście zbieramy w całości, wkładamy w koszulkę z białego papieru i suszymy w tradycyjny sposób w bibułach i siatkach botanicznych. Po wysuszeniu liści zarodnie otwierają się, a zarodniki wysypują się na papier. Z papieru zbieramy je do małej torebki lub koperty i możemy przechowywać przez kilka miesięcy. Torebkę z zarodnikami należy chronić przed wilgocią.

### b/ Przygotowanie podłoża i wysiew zarodników

W przypadku przeprowadzonych prób hodowli zastosowano trzy rodzaje podłoża: próchniczną glebę ogrodową /kompostową/, podłoże agarowe zasilone pożywką Knopa i w trzecim wariantcie zastosowano wysiew na doniczkę zwilżoną wodą. Najlepsze wyniki uzyskano w przypadku pierwszym, tzn. w hodowli na próchnicznej glebie, gdyż tu doprowadzono masowo przedrośla do stanu dojrzałości /rodnie i plemie/, a także uzyskano wiele młodych sporofitów. Na agarze i na doniczkce pojawiły się tylko nieliczne protalia w stanie dojrzałym.

Hodowlę na próchnicznej glebie zakładamy w następujący sposób: do średniej kувety fotograficznej z tworzyw sztucznych dajemy warstwę gleby o grubości 2 - 3 cm, w naroża wciskamy do gleby małe fiolki z tworzyw sztucznych /np. po lekarstwach/, na dnie których wiercimy małe otworki o średnicy ok. 0,2 - 0,5 mm. W czasie podlewania wlewamy wodę do wspomnianych fiolek. Jest to konieczne, gdyż w innym przypadku możemy splukać zarodniki w jedno miejsce, szczególnie w pierwszym okresie prowadzenia hodowli, gdy zarodniki i młode przedrośla nie są jeszcze mocno przytwierdzone do podłoża. Kувetę należy przykryć płytą szklaną, nieco większą od niej, z tym, że jeden jej bok powinien być uchylony, aby zachodziła cyrkulacja powietrza /ryc.1/.

Przygotowując podłoże agarowe wlewamy pożywkę Knopa z dodatkiem agaru do sterylnych szalek Petriego. Po wystudzeniu i zestaleniu się podłoża wysiewamy zarodniki.

Hodowlę na doniczkce zakładamy w następujący sposób: nową doniczkę o średnicy ok. 10 - 12 cm płuczemy przez okres ok. 5 godzin pod bieżącą wodą, stawiamy do góry dnem na dużej szalce Petriego. Doniczkę po wysianiu zarodników przykrywamy dużą zlewką, a na szalkę wlewamy nieco wody wodociągowej /ryc.2/.

Wysiewu zarodników dokonujemy za pomocą grubego pędzelka. Suchy pędzelek maczamy w zarodnikach i lekko stukając w trzonek, w wysokości ok. 5 - 10 cm strącamy zarodniki na przygotowane podłoże. Należy uważać by wysiew zarodników nie był zbyt gęsty.

### c/ Warunki hodowli

Hodowlę z wysianymi zarodnikami stawiamy w pobliżu okna w temperaturze pokojowej, trzeba jednak uważać, by słońce nie świeciło na nią bezpośrednio /można zasłonić szybę cienką kalką techniczną/. Podlewanie powinno odbywać się co 2 - 3 dni, należy zachować wówczas daleko idącą ostrożność, aby nie zakazić doświadczenia pleśnią /czyste ręce, naczynie z wodą prosto z kranu/. Podłoże powinno być stale lekko wilgotne. Wskazane jest, by kuzeta była stale zwrócona jedną stroną w kierunku okna, wówczas przedrośla rosną w ten sposób, że górna strona układa się w kierunku światła, a protalia mają oświetlenie zbliżone do naturalnego.

## 2. Rozwój przedrośla

Rozwój gametofitu narecznicy samczej - *Dryopteris filix-mas* trwał długo w warunkach temperatury pokojowej i przy oświetleniu niezbyt intensywnym. Czas potrzebny do uzyskania dojrzałych przedrośli w przypadku próbnej hodowli wynosił około 130 dni. Prawie równocześnie pojawiły się sporofity. Okres ten z pewnością był zależny od temperatury, intensywności oświetlenia, zasobności gleby w substancje odżywcze, wilgotności itp. Trzeba podkreślić, że w hodowli starszej, obok sporofitów występowały jeszcze nieliczne przedrośla z czynnymi gametangiami. Wynika z tego, że rozwój poszczególnych roślin w jednej hodowli nie był jednakowo szybki.

Najwcześniejsze stadia kiełkujących zarodników zostały zaobserwowane po 14 dniach od chwili wysiania. Kiełkujące zarodniki wypuszczały najpierw jeden rizoid /w tych warunkach hodowli/, który był bezbarwny lub miał zabarwienie jasno brązowe. Na nieco wcześniej wykiełkowanych zarodnikach widoczne były pierwsze komórki protalium, wypełnione dość ściśle chloroplastami. Jądro komórkowe bez zabarwienia było słabo widoczne i przeświecało między chloroplastami. W komórkach zachodziły podziały w jednej płaszczyźnie i w związku z tym przedrośle przybrało formę nitki. Ściany poprzeczne komórek leżały mniej więcej prostopadle do osi długiej; w dalszej części artykułu dla tej formy została przyjęta nazwa "stadium nitkowate". Najdłuższe nitki miały po 3 - 5 komórek.

Materiał do obserwacji uzyskujemy przez zeszkrobanie igłą preparacyjną zielonego nalotu; z powierzchni doniczki lub agaru; preparat wodny /ryc.3/.

Przez następne dni stadium nitkowate jeszcze się utrzymywało i tak w czasie obserwacji po 20 dniach w preparatach były wyłącznie przedrośla nitkowate, z tym, że ilość komórek zwiększyła się do 6 - 8.

Z chwilą gdy komórki przedrośla uzyskały zdolność dzielenia się w dwóch płaszczyznach wytworzyła się na jego szczycie płytka - dla tej formy została przyjęta nazwa "stadium płytkowate". Pierwsze stadia płytkowate zostały zauważone po 36 dniach hodowli. Na szczycie nitki komórki układały się w jednej płaszczyźnie, przedrośla liczyły wówczas od 10 do 17 komórek. Obok form płytkowatych było jeszcze dość dużo form nitkowatych. Najstarsze komórki przy zarodniku były silnie wydłużone a chwytliki spotykało się wyłącznie w części nitkowatej. W komórkach znajdowały się liczne chloroplasty z tym, że komórki części nitkowatej posiadały ich znacznie mniej.

Materiał do obserwacji uzyskujemy z hodowli na doniczce lub na agarze; preparat wodny.

Przez następny okres przedrośla rozrastały się i tak po 42 i 50 dniach hodowli wykazały one rozrost części płytkowatej. Kształt płytki był w zarysie trójkątny, na jej szczycie brak wcięcia a komórki były tu znacznie mniejsze.

Materiał do obserwacji uzyskujemy z hodowli na doniczce lub glebie; preparat wodny /ryc.4/.

Stadia płytkowate o kształcie serduszkowatym po raz pierwszy zostały zauważone po 66 dniach hodowli. Kształt przedrośli był silnie wydłużony, a na szczycie zaznaczało się wyraźnie wcięcie, w okolicy którego komórki były znacznie mniejsze, wypełnione licznymi chloroplastami. Ryzoidy występowały tak w części płytkowatej jak i w części nitkowatej. Najstarsze komórki uległy już procesowi degeneracji, ich treść zanikła ale ściany komórkowe jeszcze istniały a resztki zarodnika utrzymywały się przy przedroślu. Oprócz form o kształcie serduszka występowały w materiale również formy młodsze.

Materiał do obserwacji uzyskujemy z hodowli na glebie; preparat wodny /ryc.5/.

Dalszy rozwój przedrośli polegał na stopniowym rozrastaniu się sercowatej płytki; stosunek długości do szerokości zmieniał się na korzyść

## T a b l i c a I.

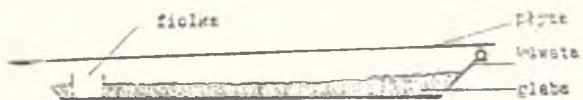
Ryc. 1. Schemat hodowli na glebie.

Ryc. 2. Schemat hodowli na doniczce.

Ryc. 3. Kiełkujące zarodniki - stadium nitkowate.

Ryc. 4. Młode stadium płytkowate.

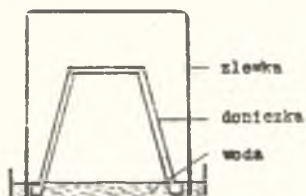
Ryc. 5. Młode stadium płytki sercowatej.



Ryc. 1.



Ryc. 3.



Ryc. 2.



Ryc. 5.



Ryc. 4.

szerokości. Wytworzyły się liczne chwytniki a część nitkowata zdegenerowała zupełnie. Strefa wzrostu, wokół wcięcia szczytowego, posiadała liczne, drobne komórki, natomiast strefa wyrosnięta miała komórki wielokrotnie większe. Po 110 dniach długość przedrośli wahała się od 3,5 do 3,8 mm.

Pierwsze dojrzałe przedrośla, z rodniami i plemniami, zostały zauważone w hodowli na glebie dopiero po 134 dniach. Protalia miały kształt sercowaty, w partii środkowej były kilkuwarstwowe a na szczycie posiadały wyraźną zatokę otoczoną drobnymi komórkami. Wymiary ich wynosiły: długość /mierzona wzdłuż linii przebiegającej przez środek zatoki i ostre zakończenie/ 4,5 - 6,2 mm; szerokość /brzezi "skrzydełek" serduszka/ 5,0 - 8,5 mm; głębokość zatoki szczytowej /wcięcia/ 2,0 - 3,5 mm. Oprócz prawidłowo wykształconych egzemplarzy, występowały formy głodowe, na których znajdowały się wyłącznie plemniki. Wymiary tych ostatnich były mniejsze i nie miały one z reguły zatoki szczytowej. Okazy głodowe rosły w zbitej masie, w małych odległościach jeden od drugiego. Stwierdzono, że na 10 przebadanych dobrze wykształconych gametofitów tylko trzy posiadały rodnie i plemniki /przedrośla obupłciowe/, na pozostałych występowały wyłącznie rodnie /przedrośla żeńskie/, /ryc. 6, 13/.

R o d n i e zlokalizowane były w wielowarstwowej części po stronie dolnej w pobliżu zatoki szczytowej. Stosując przy obserwacji przekrój optyczny widoczny był dobrze szczyt rodni składający się z c z t e - r e c h komórek, między którymi znajdował się kwadratowy kanałek. W przypadku gdy rodnia była ustawiona nieco skośnie, można zaobserwować, że szczytowe komórki były wydłużone i rozchylone. Kilukomórkowa szyjka rodni była z reguły ustawiona skośnie do powierzchni i miała kształt beczułkowaty. Dolna część rodni, w której znajduje się komórka jajowa była zagłębiona w płesze. Na przedroślach występowały liczne rodnie/kilkanaście do trzydziestu kilku/, /ryc. 7, 8/.

P l e m n i e na przedroślach obupłciowych znajdowały się na części jednowarstwowej - brzeżnej, lub były zlokalizowane na "skrzydełkach" płytki sercowatej, ich liczba dochodziła do kilkudziesięciu. Miały one kształt kulisty, a stosując przekrój optyczny można było zauważyć, że składały się z trzech komórek. Dwie dolne miały formę pierścienia, trzecia tworzyła wieczko. Plemniki, na przedroślach dobrze wykształconych, wyrastały na jednej komórce. Łatwo można było zauważyć ruch plemników, które wypływały z nich po odpadnięciu komórki szczytowej; ruch ten był już widoczny pod powiększeniem 400 x. Obserwacja spermatozoidów była utrudniona z powodu ich wielkiej ruchliwości. Dobrym materiałem do obserwacji omawianych organów były formy głodowe, gdzie na brzegach protalium widoczne one były z boku /ryc. 9, 10/.

Materiał do obserwacji uzyskujemy z hodowli na glebie; preparaty wodne.

W następnym okresie /obserwacja po 150 dniach/ pojawiły się w hodowli liczne rośliny diploidalne - sporofity. Młody sporofit posiadał jeden listek dichotomicznie rozgałęziony. Dichotomię było widać szczególnie dobrze w układzie wiązek przewodzących. Poniżej listka znajdował się jeden korzeń palowy z licznymi włosnikami, zakończony czapeczką. Jak wiadomo, tylko w młodym stadium sporofitu można u paproci zaobserwować korzeń palowy. U starszych, wyrosniętych osobników występują wyłącznie korzenie przybyszowe wyrastające z kłącza. Równocześnie ze stadiami sporofitów w hodowli można było znaleźć zapóźnione gametofity, na których występowały czynne gametangia /ryc.12, 13/.

W dalszym rozwoju młodego sporofitu pojawiły się następne liście, które nie odbiegały w zasadzie swym pokrojem od pierwszego.

### 3. Obserwacje na żywym materiale

Obserwacje na żywym materiale przeprowadzamy wyłącznie w preparatach wodnych. W przypadku młodych stadiów sporządzamy preparat na zwykłym szkiełku podstawowym, zaś stadia z dojrzałymi gametangiami dobrze jest oglądać na szkiełku z tzw. "lezką", czyli z wgłębieniem. Stadia o rozwiniętych rodniach i plemiach są dość grube i zachodzi obawa, że przy oglądaniu na zwykłym szkiełku przedmiotowym mogą ulec zgnieceniu. W przypadku, gdy nie dysponujemy szkiełkiem z "lezką" można zrobić preparat na zwykłym, z tym, że należy zachować daleko idącą ostrożność przy manipulowaniu.

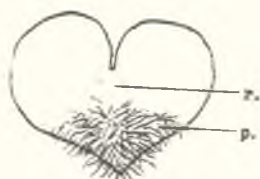
Materiał na preparaty z młodych stadiów /nitkowatych lub wczesnych płytkowatych/ uzyskujemy z hodowli na doniczce lub agarze. Zielony nalot zdejmujemy delikatnie igłą preparacyjną, dajemy na szkiełko podstawowe do kropli wody i nakrywamy szkiełkiem przykrywkowym. Pobranie młodego materiału z wyżej wymienionych hodowli jest łatwe, natomiast na glebie, wczesne stadia są trudne do zauważenia.

Z hodowli na glebie można brać dopiero starsze protalia, które mają 0,5 - 1,0 mm długości. Igłą preparacyjną z powierzchni gleby zdejmujemy przedrośla i przenosimy na szkiełko zegarkowe do wody. Po ostrożnym przepłukaniu ich z resztek gleby /całą operację przeprowadzamy pod lupą/ sporządzamy preparat wodny.

Interesującą rzeczą, którą można zaobserwować na młodych stadiach są podziały chloroplastów. Podziały najlepiej obserwować na stadiach płytkowatych. Podział zaczyna się od niewielkiego przewężenia w środku, następnie przewężenie to pogłębia się i przybiera on formę biskoptową.

## T a b l i c a II.

- Ryc.6. Pokrój dojrzałego przedrośla,  
r. - strefa rodni, p. - strefa plemni.
- Ryc.7. Szczyt rodni - widok z góry.
- Ryc.8. Rodnia - przekrój.
- Ryc.9. Plemnica - widok z góry /brak komórki wieczka/.
- Ryc.10. Plemnica z przedrośla głodowego - widok z boku,  
/w przekroju optycznym/.
- Ryc.11. Młody zarodek sporofitu.
- Ryc.12. Młody sporofit.



Ryc. 6.



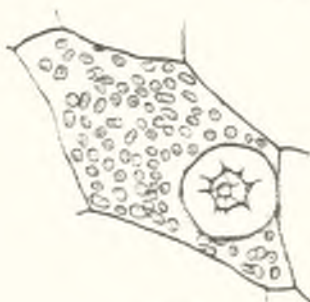
Ryc. 8.



Ryc. 7.



Ryc. 10.



Ryc. 9.



Ryc. 11.



Ryc. 12.



W ostatniej fazie dwa potomne chloroplasty połączone są na niewielkiej przestrzeni; nowopowstałe są nieco mniejsze niż macierzyste. Widać na nich również liczne ziarnistości. Zjawisko podziału można już obserwować pod powiększeniem 400 x.

Najciekawsze obserwacje przeprowadzamy na przedroślach z dojrzałymi gametangiami. Trzeba od razu zaznaczyć, że tylko na żywych obiektach można dokładnie zobaczyć rodnie i plemniki. W preparatach trwałych gametangia są zupełnie niewidoczne, lub są tak zmienione, że obraz nie odpowiada rzeczywistości. Preparaty wodne z wykształconymi gametangiami sporządzamy w analogiczny sposób jak preparaty z młodszych stadiów, pamiętając jednak, by dolna strona protalium, na której są rodnie i plemniki, była zwrócona ku górze. Obserwacje prowadzimy pod małym powiększeniem /chodzi o zlokalizowanie rodni i plemni/ a szczegóły oglądamy pod dużym powiększeniem /np. 400 x/.

Wygląd morfologiczny rodni i plemni opisano powyżej. Ważną rzeczą jest zaobserwowanie ruchu plemników. Do tego celu wybieramy plemniki, które posiadają jeszcze komórkę szczytową. Przez przejrzyste ściany w niektórych /dojrzałych/ plemniach widać ruch plemników. Spermatozooidy poruszają się beładnie wewnątrz plemni, ruch ich jest dość szybki. Z chwilą, gdy komórka szczytowa odpadnie, plemniki przez pewien czas znajdują się jeszcze w plemni i stopniowo z niej wypływają. Ruch poza plemnią jest szybki i trzeba uważać, by nie stracić plemnika z pola widzenia. Ze względu na wielką ich ruchliwość nie jest możliwa dokładna analiza ich kształtu, nie widać niestety rzęsek na plemnikach. Próby z ograniczeniem ruchu za pomocą roztworu żelatyny nie dają pozytywnych rezultatów.

Prowadząc obserwacje przez dłuższy okres czasu /ok. 1 godziny/ możemy zauważyć skupianie się plemników wokół wylotu szyjki rodni. Plemniki przyciągane są w kierunku dojrzałej rodni chemotaktycznie. Przy pewnej dozie szczęścia można czasami zobaczyć sam moment wpływania plemnika do rodni.

Wskazane jest również wykonanie doświadczenia na chemotaktyzm plemników. Wiadomo, że substancją działającą chemotaktycznie + na plemniki jest kwas jabłkowy. Doświadczenie to wykonujemy w następujący sposób. Do brzegu szkiełka nakrywkowego przykładamy małą kawałek mięsa owocu jabłka. Kwas jabłkowy dyfunduje do wody w preparacie, przywabiając plemniki. Po dłuższej obserwacji stwierdzimy skupianie się plemników w okolicy miejsca, z którego rozchodzi się kwas jabłkowy.

Ryc.13. Fragment hodowli na glebie. Widoczne sercowate przedrośla i młode sporofity.



#### 4. Sporządzanie trwałych preparatów

Trwałe preparaty możemy sporządzić ze starszych przedrośli. Najmłodsze stadia możliwe są do obserwacji jedynie w stanie żywym. Trwałe preparaty zamykamy w balsamie kanadyjskim. Półtrwałych, żelatynowych, nie można wykonać, gdyż przedrośla wkładane do ciepłej żelatyny, ulegają daleko idącym deformacjom. Chcąc zachować zielony kolor protaliów, nie można zastosować odwadniania obiektów w alkoholu etylowym, wiadomo bowiem, że chlorofil jest rozpuszczalny w etanolu.

Trwałe preparaty sporządzamy w następujący sposób. Z hodowli na gładzie pobieramy igłą preparacyjną przedrośla, płuczemy je w wodzie na szkiełku zegarkowym i przenosimy na szkiełko podstawowe. Szkiełko kładziemy następnie na grubą bibułę filtracyjną /lub kilka warstw cienkiej/, przykrytą papierem przebitkowym, w ten sposób, by przedrośle leżało na papierze. Szkiełko lekko przyciskamy i odstawiamy do wysuszenia na 24-48 godzin. Po wysuszeniu delikatnie zdejmujemy szkiełko z bibuły, dajemy na przedrośle kroplę ksylenu i czekamy kilka minut by nieco wyparował. Na lekko podsuszone przedrośle dajemy kroplę balsamu kanadyjskiego, przykrywamy szkiełkiem nakrywkowym i odstawiamy do wyschnięcia.

Przedrośla w preparatach wykonanych w ten sposób zachowują kształt i zieloną barwę. Nadają się do obserwacji makroskopowej /ewentualnie przez lupę/. Niestety gametangia nie zachowują się dobrze, a wnętrza komórek ulegają daleko idącym zmianom. W trwałych preparatach można zamykać protalia dojrzałe, a także młode stadia sporofitów.

#### L I T E R A T U R A   U Z U P E Ł N I A J Ą C A

- F i l u t o w i c z   A.,   K u ź d o w i c z   A.,   1951. Mikrotechnika roślinna. PWRiL. Warszawa.
- K a r p o w i c z ó w n a   W.,   1929. Badania nad rozwojem przedrośli oraz pierwszych liści sporofitu paproci krajowych /Polypodiaceae/. Rozprawy Wydz. Mat.-Przyr. PAU, t.68, dz.B /Ser.III, t.28/, nr 4. Kraków.
- M a l i n o w s k i   E.,   1966. Anatomia roślin. PWN. Warszawa.
- P o d b i e l k o w s k i   Z.,   R e j m e n t - G r o c h o w s k a   J.,  
S k i r g i e ł ł o   A.,   1961. Rośliny zarodnikowe. PWN. Warszawa.
- S t a r m a c h o w a   B.,   1964. Przygotowanie żywych pomocy szkolnych do lekcji botaniki w szkole średniej ogólnokształcącej. Roczn. Nauk.-Dydakt. WSP nr 21, s.117-144, Kraków.
- S t r a s b u r g e r   E. i współautorzy, 1967. Botanika - podręcznik dla szkół wyższych. PWRiL. Warszawa.

## S p i s   r y c i n

1. Schemat hodowli na glebie.
2. Schemat hodowli na doniczce.
3. Kiełkujące zarodniki - stadium nitkowate.
4. Młode stadium płytkowate.
5. Młode stadium płytki sercowatej.
6. Pokrój dojrzałego przedrośla.
7. Szczyt rodni - widok z góry.
8. Rodnia - pokrój.
9. Flemmia - widok z góry /brak komórki wieczka/.
10. Flemmia - z przedrośla głodowego, widok z boku /w przekroju optycznym/.
11. Młody zarodek sporofitu.
12. Młody sporofit.
13. Fragment hodowli na glebie /fotografia/.

Stanisław Pelt

FERN PROTHALIA CULTIVATION IN A SCHOOL LABORATORY AS EXEMPLIFIED BY SHIELD FERN DRY-  
OPTERIS FILIX-MAS /L./ SCHOTT

When the question of metagenesis in fern is examined during botany lessons in school it is highly recommendable, if only for methodological reasons, to demonstrate a gametophyte. The best and most certain way to obtain mature prothalia is to cultivate them on the spot. There are different ways of cultivation, on different kinds of subsoil. Our experiment have shown that the vegetable mould is a highly adequate subsoil. In Fig. 1 we have presented a diagram of a culture of this type.

During the growth of this experimental culture the development of the prothalia of *Dryopteris filix-mas* has been carefully observed /Figs. 3-13/. Upon mature prothalia, with developed archegonia and antheridia, live spermatozooids were observed, and their positive chemotaxis to malic acid was studied. Finally, a prescription has been made - and presented in the paper - how to make lasting preparations with mature prothalia and young sporophyte stages, preserving the green colouring. The method consists in drying up the prothalia upon microscopic slides to the dessicated-air stage, and then in closing them up in Canada balsam.

Станислав П е л ь ц

РАЗВЕДЕНИЕ ГАМЕТОФИТОВ ПАПОРОТНИКА В УСЛОВИЯХ ШКОЛЬНОГО КАБИНЕТА НА ПРИМЕРЕ МУЖСКО-  
ГО ШИТОВНИКА DRYOPTERIS FILIX-MAS /L./ SCHOTT

Для лучшего усвоения учениками материала о перемене поколений у папоротников очень важно познакомить их с гаметофитом. Самым надежным способом его получения яв-

ляется разведение в собственном кабинете. Разводить гаметофиты можно разными способами в зависимости от типа субстрата. Опыты показали, что лучший из них — перегнойная земля. Схема такой плантации показана на чертеже I.

Во время экспериментального разведения гаметофитов *DRYOPTERIS FILIX-MAS* велись подробные наблюдения над их развитием /черт. 3-13/. На зрелых гаметофитах, с хорошо развитыми архегониями и антеридиями, наблюдались также живые сперматозоиды и исследовался их положительный хемотаксис по отношению к яблочной кислоте. Статья кончается рецептом по приготовлению прочных препаратов со зрелыми гаметофитами и ранними стадиями спорофитов, сохраняющих зеленый цвет. Этот метод заключается в просушке и хранении просушенных гаметофитов в канадском бользаме.