

## ZBIERANIE, KONSERWOWANIE I HODOWLA ROZTOCZY Z GRUPY *MESOSTIGMATA*

KAZIMIERZ ŻUKOWSKI

Zakład Parazytologii Lekarskiej  
Państwowego Zakładu Higieny, Warszawa

Wiadomo, że roztocze z grupy *Mesostigmata* występują w różnych środowiskach. Jedne z nich (wolno żyjące) żyją w glebie, ściółce leśnej, nawozie bydlęcym, spróchniałych pniach drzew itd. Drugie zaś związane są z różnymi zwierzętami lub najbliższym otoczeniem tych zwierząt (nory i gniazda). Szczególnie dużo roztoczy spotyka się na drobnych ssakach i ptakach, które są jedynymi żywicielami tych pajęczaków. W związku z tym sposób zbierania roztoczy wolno żyjących będzie nieco inny od sposobów stosowanych przy zbieraniu roztoczy z samych zwierząt.

### ZBIERANIE ROZTOCZY WOLNO ŻYJĄCYCH

Małe rozmiary tych pajęczaków oraz ukryty sposób ich życia utrudniają najczęściej zebranie ich bezpośrednio w miejscu występowania. W tym przypadku, dla pełniejszego dokonania zbioru, konieczne jest zabranie do laboratorium próbki gleby czy ściółki, w której znajdują się roztocze. Do przewożenia gleby czy ściółki najbardziej odpowiednie są nieduże woreczki z białego płótna lub masy plastycznej. Te ostatnie są nawet lepsze od płóciennych, ponieważ nie zachodzi w nich wysuszenie gleby, co stwarza lepsze warunki dłuższego utrzymania roztoczy przy życiu (kilka dni a nawet dłużej) i stopniowego ich otrzymywania. Takie przetrzymywanie roztoczy może mieć miejsce tylko w przypadku prowadzenia badań jakościowych (np. przy pracach morfologicznych czy systematycznych), a nie ilościowych, ponieważ rozmnażanie się roztoczy czy ich śmierć, spowodowana zmienionymi warunkami życia (np. brakiem pokarmu), może prowadzić do uzyskania błędnych wyników. Metodyka ilościowych badań roztoczy glebowych omówiona została przez Rajskego (1963).

Przyniesione do laboratorium próbki gleby czy ściółki leśnej poddajemy dalszej obróbce, polegającej na wypłaszaniu roztoczy. Przyrząd, który służy do tego celu zwie się termoelektorem i może być różnie skonstruowany. Najprostsze typy tego urządzenia działały przy pomocy energii słonecznej lub lampki naftowej, która ogrzewała płaszcz wodny okrywający powierzchnię takiego termoelektora, posiadającego w swym wnętrzu opracowywaną próbkę. Opisy tych urządzeń można znaleźć w następujących publikacjach (Berlese, 1905; Ginzburg, 1939; Černyšev, 1939; Vysockaja, 1953). Bardziej udoskonalonym termoelektorem jest aparat Tullgrena (1917), który wprowadził ogrzewanie próby od góry za pomocą żarówki elektrycznej. Obecnie aparat ten, w mniej lub bardziej zmienionej postaci, stosowany jest w różnych pracowniach akarologicznych. Czynnikiem wypłaszającym roztocze jest tu podwyższona temperatura i spadek wilgotności w próbce poddawanej działaniu żarówki. Jednakże nie należy wykluczać także i bodźca świetlnego, zwłaszcza że u większości roztoczy występuje ujemna reakcja na światło.

Dużo roztoczy wolno żyjących występuje na niektórych owadach z rodziny *Carabidae*, *Muscidae*, *Apidae* itd. W związku z tym przy odłowach tych owadów należy je dokładnie oglądać. Roztocze najczęściej występują na tułowiu owadów oraz pod ich skrzydłami.

Inną metodą uzyskiwania niektórych roztoczy drapieżnych jest rozkładanie przynęt, które w postaci martwych ptaków czy gryzoni rozmieszcza się w różnych miejscach. Należy zaznaczyć, że tym sposobem najliczniejsze zbiory roztoczy uzyskuje się przy sprawdzaniu przynęt w godzinach nocnych. Wyłożoną przynętę wytrząsamy do woreczków oraz zbieramy przy tym glebę z miejsca jej wyłożenia. Dalej postępujemy jak przy wybieraniu roztoczy z gleby czy ściółki leśnej.

## ZBIERANIE ROZTOCZY Z DROBNYCH SSAKÓW

Zbieranie roztoczy ze ssaków jest nieco bardziej skomplikowane, ponieważ trzeba najpierw odłowić same ssaki. W tym celu używa się różnego rodzaju żywołapek stosowanych przez teriologów (Kowalski, 1964), a więc: cylindry proste, stożkowe i różne pułapki samoczynnie zatraskujące się. Żywołapki sprawdza się raz lub kilka razy na dobę. Praktyka wykazała, że najobfitsze zbiory roztoczy ektopasożytniczych otrzymuje się ze ssaków żywych. Ssaki zaś martwe są na ogół ubogie w ektopasożyty, ale za to częściej trafiają się roztocze drapieżne.

Bardzo ważnym momentem jest tu odpowiednie zabezpieczenie zdobytego materiału. Chodzi bowiem o to, by roztocze nie mogły przejść z jednego ssaka na inne. W tym celu odłowione ssaki należy wkładać do osobnych woreczków (najlepiej białych), etykietkować i mocno zawią-

zywać. Zwierzęta przyniesione do laboratorium usypiamy eterem lub chloroformem i przeglądamy. Wybieranie z nich roztoczy może odbywać się w dwojaki sposób: a) przez wyczesywanie szczoteczką do mycia rąk (najlepsza z masy plastycznej) bezpośrednio po uspieniu zwierząt i b) sposobem zalecanym przez Bregetovą (1956). Polega on na usypianiu zwierząt w miejscu ich odłowu i pozostawieniu ich przez dłuższy czas w woreczkach (3 do 4 godz.). Po tym okresie dokonuje się przeglądu woreczka i samego zwierzęcia. Postępuje się tak dlatego, że w miarę ostygnięcia ssaka roztocze opuszczają jego ciało. Przy szczelnie zawiązanym woreczku usadawiają się one na wewnętrznych jego ściankach, z których łatwo można je zebrać. Same zaś zwierzęta przegląda się na woreczku, bibule filtracyjnej lub kuwecie. Dla uzyskania całkowitej pewności, że ssak został dobrze oczyszczony z roztoczy, wkłada się go ponownie do woreczka i przetrzymuje przez jakiś czas w ręku poprzez woreczek. Roztocze, które pozostały jeszcze na zwierzęciu, pod wpływem ciepła ręki wychodzą z sierści ssaka do woreczka, skąd ponownie je zbieramy.

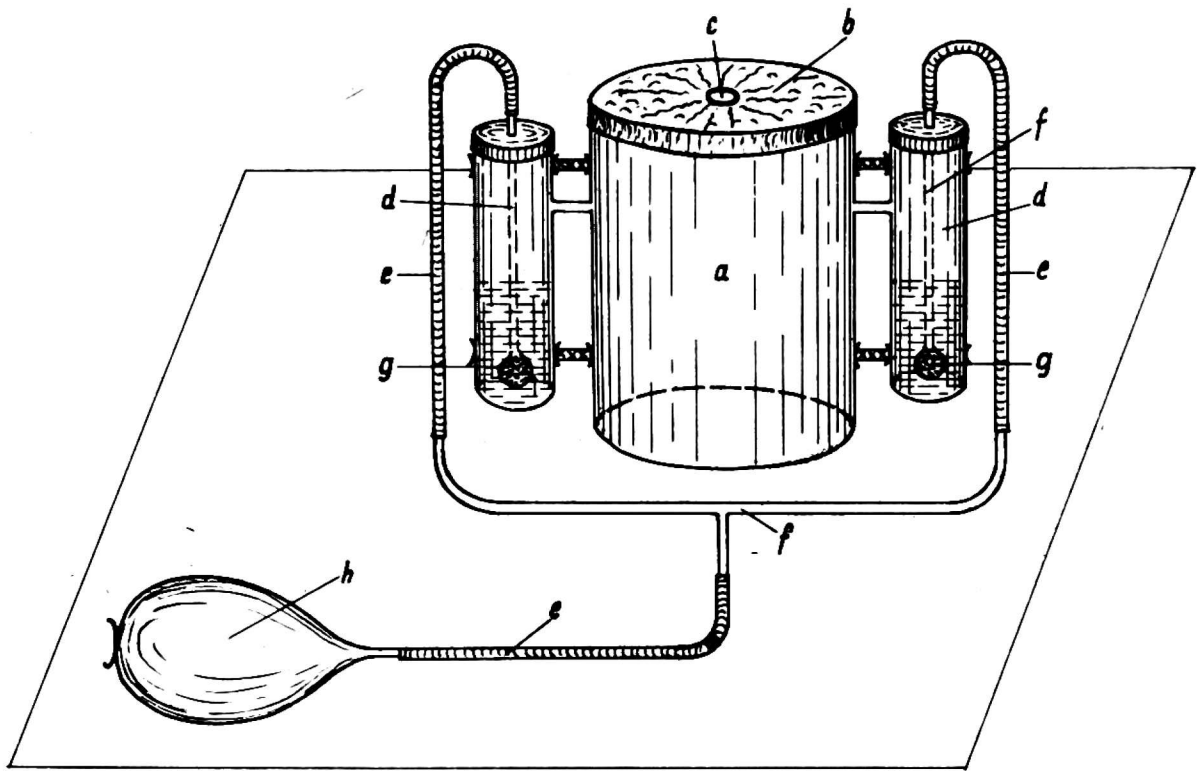
Roztocze wybieramy do niewielkich próboweczek napełnionych płynem konserwującym (Oudemansa lub Könicke). Do wybierania roztoczy używamy szpilek krawieckich osadzonych ostrym końcem w obsadce do preparowania. W czasie tych czynności koniec szpilki należy maczać w płynie konserwującym — ułatwia to wybieranie. Zebrane z jednego ssaka ektopasożyty wkładamy do próbowki i etykietujemy. Etykietki najlepiej wykonać z papieru pergaminowego, a do pisania należy używać tuszu — nigdy ołówek zwykłego czy, co jeszcze gorsze, ołówek kopiowego, ponieważ pod wpływem płynu konserwującego może zachodzić ich zmywanie lub rozmazywanie i etykietka staje się nieczytelna, co równa się zmarnowaniu materiału. Każda etykietka powinna zawierać numer, pod którym zebrany materiał został zapisany do dzienniczka, gatunek gospodarza, miejsce połowu, datę połowu i nazwisko dokonującego zbioru. Ważne jest również, by wkładane etykietki do próbówek z materiałem były zwrócone napisem do ścianek naczynka, gdyż ułatwia to odczytywanie bez ich wyjmowania. Potem próbowki zatykamy tamponami z waty i układamy do słoików Wecka. Napełnione słoje zalewamy płynem konserwującym, szczelnie zamykamy i przechowujemy dowolnie długi okres czasu.

Gdy na to pozwala czas oraz gdy posiadamy dostateczną ilość próbówek i płynu konserwującego, możemy nawet materiał rozsegregować, dzieląc zebrane stawonogi na poszczególne grupy.

## ZBIERANIE ROZTOCZY Z PTAKÓW

Przy zdobywaniu ptaków najczęściej stosowane są dwie metody: a) odławianie w sieci ornitologiczne i b) odstrzeliwanie. Przy zbieraniu rozto-

czy z ptaków odłowionych w sieci nie ma potrzeby ich uśmiercania. U ptaków tych najpierw oglądamy głowę i drogi nosowe. Na głowie niektórych ptaków można zebrać *Ixodidae*, w drogach nosowych — roztocze z rodziny *Rhinonyssidae*. Potem przeglądamy resztę ciała ptaka, gdzie poza *Mallophaga* mogą być także roztocze z rodziny *Dermanyssidae* i *Liponyssidae*. Z ptakami odstrzelonymi postępujemy podobnie, z tym, że mamy większą swobodę jeśli chodzi o zbieranie roztoczy występujących w drogach oddechowych. Wycinamy wówczas nosowe drogi oddechowe oraz podniebienie, przecinamy podłużnie i oglądamy w wodzie pod binokulem. Zebrane roztocze wkładamy do probówek z płynem konserwującym i etykietujemy, zapisując przy tym gatunek ptaka.



Rys. 1. Aparat do wybierania roztoczy z ptaków (według Williamsona), trochę zmieniony: a — cylinder, b — płótno, c — otwór na głowę ptaka, d — pojemnik na środek narkotyzujący, e — rurka gumowa, f — rurka szklana, g — szkło porowate (pumeks), h — pompka do tłoczenia powietrza

Inną metodą otrzymywania roztoczy i pasożytniczych owadów z ptaków dziko żyjących jest zastosowanie odpowiedniego urządzenia. Budowa takiego przyrządu jest prosta (rys. 1). Składa się on z cylindra (wymiary jego dostosowujemy do poszczególnych grup ptaków), który z jednej strony jest otwarty, z drugiej zaś posiada płócienną przykrywkę z otworem w środku na głowę ptaka. Cylinder taki połączony jest z dwoma zbiornikami na środki narkotyzujące (eter lub chloroform). Zbiorniczki te posiadają w swym wnętrzu po jednej cienkiej rurce, z których każda w dolnej części zakończona jest porowatym szkłem (pumeksem), w górnej

zaś połączona jest z pompką do tłoczenia powietrza (może to być pompka używana przy akwariach lub gruszka do rozpylacza fryzjerskiego). Ptaka umieszczamy w cylindrze, a głowę jego wyjmujemy na zewnątrz przez otwór przygotowany w płótnie. Potem uruchamiamy pompkę, która tłoczy pary chloroformu lub eteru do cylindra (rys. 1a). Ptak trzepocząc się gubi uśpione stawonogi. Pojemnik z ptakiem ustawiamy na białym papierze, z którego potem łatwo można zebrać zgubione stawonogi. Aparaty takie stosowane są w niektórych pracowniach opracowujących ektopasożyty ptaków (Williamson, 1954).

Roztocze występujące w gniazdach ptaków i ssaków wybieramy przy pomocy termoelektora.

### KONSERWOWANIE I PRZECHOWYWANIE MATERIAŁU

Do przechowywania roztoczy *Mesostigmata* brak dotychczas jakiegoś uniwersalnego środka konserwującego, który pozwalałby na dostatecznie długie ich przechowywanie bez narażenia na niewielkie uszkodzenia. Najczęściej stosuje się płyn Könicke i Oudemansa. Pierwszy z nich składa się z 5 części gliceryny, 2 części lodowatego kwasu octowego i 3 części wody. Płyn ten jest o tyle dobry, że pozostawione w nim roztocze ulegają częściowej maceracji i prześwietleniu. Niemniej jednak, ze względu na właściwości macerujące, w płynie Könicke należy przechowywać roztocze tylko dobrze schitynizowane lub materiał przeznaczony do szybkiej obróbki. W przeciwnym razie, przy dłuższym przechowywaniu, ciało roztoczy może ulec uszkodzeniu. Drugim płynem używanym do konserwowania roztoczy jest mieszanina Oudemansa. Składa się on z 87 części 70% alkoholu, 8 części lodowatego kwasu octowego i 5 części gliceryny. Płyn ten należy stosować do konserwacji roztoczy mniej schityzowanych (np. *Haemogamasidae*, *Rhinonyssidae* i inne), gdyż występująca tu duża ilość alkoholu zapobiega szybkiej maceracji.

Bregetova (1956) natomiast zaleca konserwowanie roztoczy tylko w 70% alkoholu.

### MONTOWANIE PREPARATÓW

Prawidłowe oznaczenie roztoczy *Mesostigmata*, ze względu na ich niewielkie rozmiary, możliwe jest tylko przy użyciu mikroskopu. W związku z tym konieczne jest wykonanie preparatów stałych. Najlepsze preparaty totalne uzyskuje się przy zamykaniu roztoczy w płynie Foure'a-Berlese'go. Mieszanina ta składa się z 50 części wody destylowanej, 200 części

chloralhydratu, 20 części gliceryny i 30 części suchej gumy arabskiej (Stefański, Żarnowski, Sołtys, 1952). Metoda przygotowania tego płynu jest prosta. Gumę arabską wsypujemy do szklanego naczynia z wodą destylowaną i wstawiamy na jakiś czas do termostatu o temp. 50 do 60°C. Gdy guma arabska dostatecznie dobrze rozpuści się, dodajemy glicerynę i chloralhydrat i znowu wstawiamy na jakiś czas (np. na dobę) do termostatu. Potem wyjmujemy, mieszamy i sączymy przez watę szklaną lub bibułę filtracyjną. Sączyć należy w termostacie. O ile w przesączonym płynie są zanieczyszczenia — proces ten należy powtórzyć. Po skończonym okresie sączenia płyn jest gotowy i można przystąpić do montowania preparatów. Do pracy bieżącej odlewamy do szczelnie zamykającego się naczynka trochę płynu, a resztę przechowujemy w naczyniu z ciemnego szkła.

Przed przystąpieniem do wykonania preparatów roztocze przechowywane dotychczas w płynie konserwującym należy poddać maceracji. Jako płynu macerującego używamy 5% KOH lub kwasu mlekowego. Macerację można przeprowadzać w dwojaki sposób: a) na zimno i b) na gorąco. W obu jednak przypadkach okazy przenosimy do naczynek z płynem macerującym. Przy maceracji na zimno roztocze należy pozostawić przez długi czas w płynie (2 do kilku dób). Czas trwania maceracji uzależniamy od stopnia schitylizowania roztoczy. Przy maceracji na gorąco, po przeniesieniu roztoczy do płynu macerującego, nalanego na szkiełko żaroodporne (np. na szkło z żarówki), podgrzewamy je nad niewielkim płomieniem palnika gazowego. Czas podgrzewania należy ograniczyć do wystąpienia pierwszych par. W przeciwnym bowiem razie, przy zagotowaniu się płynu macerującego, może dojść do uszkodzenia roztoczy. Po dokonaniu maceracji roztocze przenosimy do wody destylowanej. Czynność ta jest konieczna, chodzi bowiem o usunięcie resztek kwasu mlekowego, który przy niedostatecznym wypłukaniu może potem wykryształizować już w gotowych preparatach, co często uniemożliwia obserwację.

Montowanie preparatów jest proste. Na czyste, odtłuszczone szkiełko przedmiotowe dajemy bagietką kroplę płynu Faure'a-Berlese'go (wielkość kropli uzależniamy od wielkości roztocza). Do kropli tej, cienką igłą preparacyjną przenosimy roztocza i nakrywamy go szkiełkiem nakrywkowym. Roztocz powinien być przedtem troszkę nakłuty. Zabiegu tego dokonujemy jeszcze w wodzie destylowanej lub w kropli płynu Faure'a-Berlese'go. Przed nakryciem roztocza szkiełkiem nakrywkowym należy go uprzednio ułożyć w pożądanej dla nas pozycji. Zabiegu tego dokonujemy pod binokulem. Na jednym szkiełku przedmiotowym umieszczamy zasadniczo tylko jednego roztocza, ale gdy mamy pewność, że okazy należą do tego samego gatunku — można umieścić kilka egzemplarzy. Tak przygotowane preparaty przenosimy do ciepłego pomieszczenia lub

suszarki (temp. około 60°), celem wysuszenia i prześwietlenia. Prócz tego każdy preparat zaopatrujemy w 2 etykiety. Jedna z nich zawiera nazwę gatunku roztocza, ilość osobników na preparacie, płeć oraz nazwisko oznaczającego. Na drugiej etykietce podajemy miejsce znalezienia, datę, liczbę porządkową, pod którą jest on zapisany w dzienniku oraz nazwisko znalazcy. Metody sporządzania preparatów opisuje Rajski (1962).

## HODOWLA

Prowadzenie hodowli roztoczy wolno żyjących i pasożytniczych w warunkach laboratoryjnych jest rzeczą na ogół dość trudną i nie zawsze do przeprowadzenia. Zasadnicza trudność polega przede wszystkim na zapewnieniu hodowanym roztoczom optymalnych warunków, najbardziej zbliżonych do naturalnych. Jak się wydaje, o powodzeniu hodowli decydują w zasadzie trzy czynniki, a mianowicie: odpowiednia wilgotność, temperatura i pokarm. Dotychczas najlepiej poznane są metody hodowli roztoczy ektopasożytniczych — o znaczeniu medycznym (np. *O. bacoti*, *D. gallinae*, *A. sanguineus* i inne). Słabiej natomiast opracowana jest metodyka hodowli roztoczy wolno żyjących. Neumann (1943) hodując roztocze z gatunku *Poecilochirus necrophori* karmił je larwami much i kawałkami dżdżownic. Hodowla prowadzona była w odpowiednio przygotowanych szalkach Petriego, których dno wyłożone było bibułą filtracyjną. Do tak przygotowanych naczynek wkładał on roztocze wraz z owadami z rodzaju *Necrophorus*, na których one występują. W ten sposób autor ten uzyskał nieznane do 1943 r. stadia postembrionalne (larwy, protonimfy i imagines) hodowanych roztoczy. Hodowlą roztoczy wolno żyjących zajmowano się także w Polsce (Żukowski, 1964). Prowadzone badania miały na celu poznanie rozwoju niektórych roztoczy z rodzaju *Pergamasus*. Do hodowli użyto niedużych krystalizatorów, których dno wykładano 1 cm warstwą zwilżonej ligniny lub waty i nakrywano to odpowiednio przyciętą do rozmiaru naczynek bibułą filtracyjną. W innym przypadku zamiast ligniny dawano wyprażoną glebę, którą nasycano wodą destylowaną celem zapewnienia odpowiedniej wilgotności. Do przygotowanych w ten sposób pojemników wkładano roztocze, które uprzednio oznaczano. Przy oznaczaniu umieszczamy roztocza na szkiełku przedmiotowym w kropli wody i przykrywamy go delikatnie szkiełkiem nakrywkowym. Do naczynek hodowlanych, w zależności od potrzeb, dajemy różną ilość roztoczy (od 1 do kilkunastu samic).

Oba sposoby prowadzenia hodowli mają swoje dobre i złe strony. Przy prowadzeniu hodowli w naczynkach z ligniną łatwiejszą jest obserwacja i kontrola oraz są dogodniejsze warunki dla uzyskania jaj. Przy hodowli

w glebie roztocze zyskują kryjówki, co przy występującym u nich kaniibalizmie ma duży wpływ na rozwój hodowli. Pożywienie należy podawać roztoczom przynajmniej jeden raz dziennie. Jako pokarm podawano im owady bezskrzydłe i rozdrobnione owady uskrzydłone, nicienie wolnożyjące, niższe skorupiaki (rozwielitki i oczliki), skąposzczety (*Tubifex tubifex* i rozdrobnione dżdżownice) oraz wynaczynioną krew zwierząt i ludzi.

Metodyka hodowli roztoczy ektopasożytniczych (typowych hematofagów) jest dobrze opracowana na przykładzie *O. bacoti* (Zemskaja, 1954), *D. gallinae* (Zemskaja, 1951), *Ophionyssus natricis* (Zemskaja, 1951; Camin, 1953) i innych. W ZSRR do masowego rozmnożenia *O. bacoti* używa się 10-litrowych słoï, których dno wyściela się bibułą filtracyjną. Na dno takiego słoja wstawia się niewielką skrzyneczkę (domek) o podwójnych ściankach. Przestrzeń między ściankami służy za kryjówkę dla roztoczy. Jako żywiciela używa się białych myszy, którym na szyję zakłada się specjalne kołnierzyki zapobiegające oczyszczaniu się zwierząt z roztoczy. W celu zapobieżenia rozpełzaniu się roztoczy, górę słoï należy smarować wazeliną. Do słoja takiego wpuszczamy do 30 sztuk roztoczy. Myszy chętnie przebywają w domku, gdzie masowo napadają na nie roztocze. Pokarm myszom podajemy w niewielkich ilościach. Chodzi bowiem o to by zbyt nie zaśmiecać hodowli. W celu utrzymania odpowiedniej wilgotności do słoja dajemy wodę w probówce, której otwór zatykamy tamponem z waty. Przy oczyszczaniu słoja należy przenieść domek wraz z myszami do drugiego naczynia, ściółkę natomiast przesypać do płóciennego woreczka, mocno go zawiązać i pozostawić na parę dni. Głodne roztocze wychodzą wówczas ze ściółki na ścianki woreczka, skąd można łatwo je zebrać. Czynność tę powtarzamy parę razy. Dla przyspieszenia rozwoju roztoczy hodowlę taką można umieścić w pomieszczeniu o podwyższonej temperaturze (25 do 30°). W tym przypadku do hodowli dodajemy jeszcze trochę zwilżonej waty.

Podobnie postępujemy przy hodowli *D. gallinae*. Do karmienia tych roztoczy używamy młodych kurczaków, które wkładamy co jakiś czas do słoï na przeciąg jednej nocy. Dla zapewnienia roztoczom kryjówek dajemy zamiast domków różne patyki z pustym środkiem. W celu nie zaśmiecania hodowli oraz dlatego, ażeby ptaki nie ugniatały ściółki i nie wydziobywały roztoczy, niektórzy badacze stosują drugie dno zawieszane do 10 cm ponad hodowlą. Górę słoja zabezpieczamy gęstym płótnem.

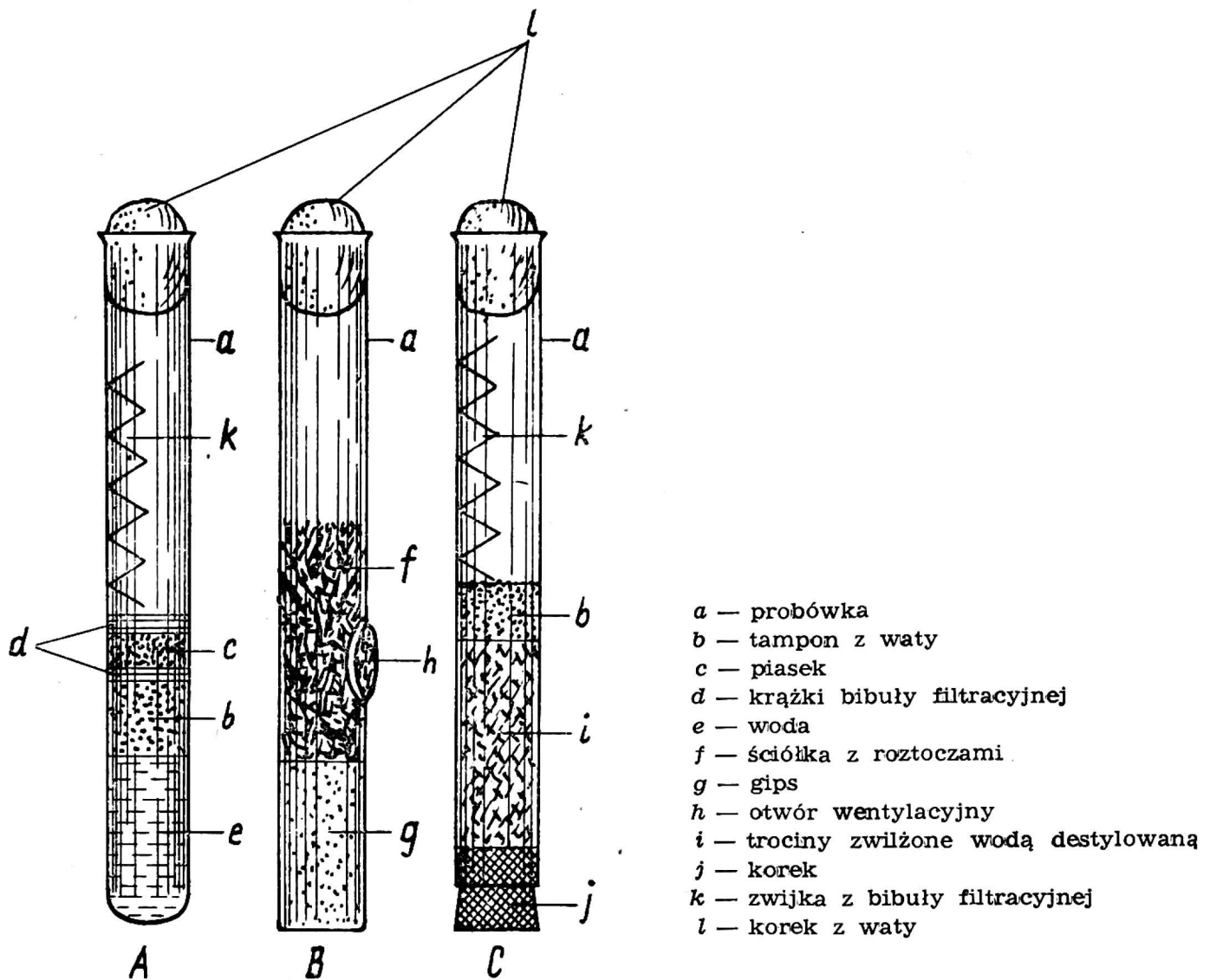
Dla pasożytów fakultatywnych, o mieszanym sposobie odżywiania, Lange (1957) skonstruował specjalne naczynie hodowlane z gipsowym dnem i naturalną wentylacją. Takie pojemniki hodowlane mogą być różnych rozmiarów, od małych naczynek do dużych słoï. Dno pojemnika zalewa się gipsem (do 5 cm), który regularnie należy zwilżać. Z boków



pojemnika, mniej więcej na  $\frac{1}{3}$  jego wysokości, wykonujemy 3 otwory, które należy zakryć gęstym płótnem. Na dnie pojemnika umieszcza się gniazdo z roztoczami i zawiesza wiązkę kapilarów napełnionych krwią. Prócz krwi roztoczom tym należy podawać różne drobne stawonogi (owady bezskrzydłe czy *Tyroglyphidae*). Kapilary z krwią czy emulsją mózgową można stosować także przy pracach eksperymentalnych nad zarażeniem roztoczy różnymi patogenami.

Hodowlę roztoczy o mieszanym sposobie odżywiania prowadziła Kozłova (1957, 1959), Mén Jan-Cun' (1959, 1963) i inni.

Znane są także metody hodowli indywidualnej roztoczy. Do tego celu służą nam małe kamery Langego (1957) lub Nelziny (1951) (rys. 2, AB).



Rys. 2. Probówki do hodowli roztoczy: A — probówka do hodowli moskitów (modyfikacja Nelziny); B — kamera Langego; C — probówka do hodowli kleszczy (*Ixodides*)

Nelzina stosowała probówki bakteriologiczne, które do  $\frac{1}{4}$  ich wysokości wypełniała destylowaną wodą. Nad wodą umieszczała tampon z waty, na który nasypywała do 1 cm wyprążonego piasku rzecznoego, nakrywając go krążkami z bibuły filtracyjnej.

Tego typu hodowlę można także prowadzić sposobem stosowanym przy hodowli kleszczy z rodziny *Ixodidae*. W tym przypadku, zamiast wody, do probówek dajemy trociny, ubezpieczamy z góry tamponem z waty i nawilżamy wodą destylowaną. Probówki zabezpieczamy z dołu korkiem (ułatwia to uzupełnianie wody), z góry natomiast watą owiniętą w płótno (rys. 2. C).

Przy takim typie hodowli odmienne są również sposoby karmienia roztoczy. Pasożyty obligatoryjne, takie jak: *Ornithonyssus bacoti*, *A. sanguineus* i inne, które dość szybko pobierają krew (do 1 godz.), karmimy podobnie jak kleszcze z rodziny *Argasidae*. Na wystrzyżone miejsce brzusznej lub grzbietowej strony zwierzęcia, przyklejamy (najlepiej lakiem) szklaną rurkę ( $\phi$  2 cm, dł. 4 cm) z odgiętym brzegiem. Do tak przygotowanego naczynka wkładamy roztocze i zabezpieczamy watą owiniętą w gazę lub płótno. Napite roztocze wybieramy i wkładamy do opisanych wyżej naczynek. Roztocze (np. *D. gallinae*), które mają dłuższy okres ssania lub gdy pobierają krew nocą, karmimy podobnie jak kleszcze z rodziny *Ixodidae*. Do żywiciela przyklejamy płócienny kołpaczek, do którego wkładamy roztocze i zawiązujemy. Gdy roztocze są już napite (najczęściej na drugi dzień), wybieramy je i rozsadzamy do naczynek.

Roztocze natomiast o mieszanym sposobie odżywiania (np. *E. stabularis*) karmimy drobnymi stawonogami (owady bezskrzydłe) i wynaczynioną krwią.

#### LITERATURA

1. Berlese A., 1925: Redia 2: 85—90.
2. Bregotova N. G., 1956: Gamazovye klešč'i (*Gamasoidea*). Opredeliteli po faune SSSR. Izd. Akad. Nauk SSSR. Moskva—Leningrad.
3. Camin J. H., 1953: Observations on the life history and sensory behavior of the Snake Mite, *Ophionyssus natricis* (Gervais) (*Acarina*, *Macronyssidae*). Chicago.
4. Černyšev P. K., 1939: Klešč'i, vredjaščie zapasam zerna i zernoproduktov, i mery bor'by s nimi. Sel'chozgiz. Moskva, 1—86.
5. Ginzburg R. G., 1939: Izv. vysš. kursov prikl. zool. i fitopatol., 10: 106—129.
6. Kowalski K. (red.), 1964: Klucze do oznaczania kręgowców Polski. Część V (Ssaki — *Mammalia*). Państw. Wyd. Nauk. Warszawa—Kraków.
7. Kozlova R. G., 1957: Tezisy dokladov. Izd. Akad. Nauk. Moskva—Leningrad, 114—115.
8. Kozlova R. G., 1959: Med. Parazit., 28: 171—177.
9. Lange A. B., 1957: Tezisy dokladov. Izd. Akad. Nauk. Moskva—Leningrad, 134—135.
10. Mén Jan-Cun', 1959: Med. Parazit., 5: 603—609; 28: 477—481.
11. Mén Jan-Cun', 1963: Voprosy Med. Parazit., Moskva, 301—331.
12. Nelzina E. N., 1951: Krysinyj klešč. Moskva.
13. Neumann K. W., 1943: Zool. Anz., 142: 1—21.

14. R a j s k i A., 1962: Polskie Pismo Entomologiczne, seria B, 26: 381—388.
15. R a j s k i A., 1963: Ekologia Polska, seria B, 9: 27—34.
16. S t e f a ń s k i W., Ż a r n o w s k i E., S o ł t y s A., 1952: Zarys parazytologicznych metod rozpoznawczych. Państw. Wyd. Rol. i Leśne. Warszawa.
17. T u l l g r e n A., 1917: Ent. Tidskr. 27: 97—100.
18. W i l l i a m s o n K., 1954: Brit. Birds, 47: 234—235.
19. V y s o c k a j a S. O., 1953: Metody sbora obitalej gnezd gryzunov. Izd. Akad. Nauk SSSR, Moskva—Leningrad, 1—46.
20. Z e m s k a j a A. A., 1951: Zool. Ž., 30: 51—62.
21. Z e m s k a j a A. A., 1951: Bjull. mosk. Obšč. Isp. Prir., 56: 42—57.
22. Z e m s k a j a A. A., 1954: Zool. Ž., 33: 350—355.
23. Ż u k o w s k i K., 1964: Zool. Pol., 14: 247—268.

К. Жуковски

## СОБИРАНИЕ, КОНСЕРВИРОВАНИЕ И КУЛЬТИВИРОВАНИЕ КЛЕЩЕЙ *MESOSTIGMATA*

Резюме

На основании литературных и собственных данных автор излагает некоторые методы собирания, консервирования и культивирования клещей *Mesostigmata*. Излагаемые методы касаются, главным образом паразитических и свободноживущих гамазовых клещей.

K. Żukowski

## COLLECTION, PRESERVATION AND CULTURE OF *MESOSTIGMATA*

Summary

The author discusses some methods of collection, preservation and culture of *Mesostigmata* on the basis of his own observation and data from literature. The methods refer mainly to parasitic and free-living *Gamasides*.