

Wytyczne Polskiego Towarzystwa Diagnostyki Laboratoryjnej i Polskiego Towarzystwa Parazytologicznego w zakresie laboratoryjnych czynności w parazytologii medycznej. 2025

2025 Guidelines of the Polish Society of Laboratory Diagnostics and the Polish Society of Parasitology on laboratory activities in medical parasitology

Beata Szostakowska^{1,17,18,19*} (Przewodnicząca),
Hanna Żarnowska-Prymek^{2,18,19*}, Danuta Kosik-Bogacka^{3,18,19},
Joanna Matowicka-Karna^{4,17,18,19}, Przemysław Kołodziej^{5,17,18,19},
Ruslan Sałamatin^{6,7,17,18}, Maria Wesołowska^{8,18},
Beata Żelazowska-Rutkowska^{9,17,18,19}, Michał Bartosik^{10,19},
Adam Kaczmarek^{7,11,18}, Anna Kłyś^{12,13,17,19}, Monika Rudzińska^{14,18},
Roland Wesołowski^{15,17,18,19}, Agnieszka Pawełczyk^{16,17,18,19*}

¹Zakład Parazytologii Tropikalnej, Wydział Nauk o Zdrowiu, Gdański Uniwersytet Medyczny, Polska

²Pracownia Parazytologii, Wojewódzki Szpital Zakaźny w Warszawie, Polska

³Katedra Biologii i Parazytologii Medycznej, Wydział Farmacji, Biotechnologii Medycznej i Medycyny Laboratoryjnej, Pomorski Uniwersytet Medyczny w Szczecinie, Polska

⁴Zakład Laboratoryjnej Diagnostyki Klinicznej, Wydział Farmaceutyczny z Oddziałem Medycyny Laboratoryjnej, Uniwersytet Medyczny w Białymstoku, Polska

⁵Pracownia Diagnostyki Parazytologicznej, Katedra i Zakład Biologii z Genetyką, Wydział Farmaceutyczny, Uniwersytet Medyczny w Lublinie, Polska

⁶Katedra i Zakład Biologii Ogólnej i Parazytologii, Warszawski Uniwersytet Medyczny, Polska

⁷Zakład Mikrobiologii i Parazytologii, Wydział Medyczny Collegium Medicum, Uniwersytet Kardynała Stefana Wyszyńskiego w Warszawie, Polska

⁸Katedra i Zakład Biologii i Parazytologii Lekarskiej, Wydział Lekarski, Uniwersytet Medyczny im. Piastów Śląskich we Wrocławiu, Polska

⁹Zakład Laboratoryjnej Diagnostyki Pediatrycznej, Wydział Farmaceutyczny z Oddziałem Medycyny Laboratoryjnej, Uniwersytet Medyczny w Białymstoku, Polska

¹⁰Wojewódzka Stacja Sanitarно-Epidemiologiczna w Lublinie, Polska

¹¹Zakład Parazytologii i Chorób Przenoszonych przez Wektory, Narodowy Instytut Zdrowia Publicznego PZH – Państwowy Instytut Badawczy, Warszawa, Polska

¹²Zakład Mikrobiologii Farmaceutycznej, Wydział Farmaceutyczny Collegium Medicum, Uniwersytet Jagielloński w Krakowie, Polska

¹³Zakład Mikrobiologii, Pracownia Parazytologii, Szpital Uniwersytecki w Krakowie, Polska

¹⁴Zakład Medycyny Tropikalnej i Epidemiologii, Wydział Nauk o Zdrowiu, Gdański Uniwersytet Medyczny, Polska

¹⁵Katedra Biologii i Biochemii Medycznej, Wydział Lekarski, Collegium Medicum im. Ludwika Rydygiera w Bydgoszczy, Uniwersytet Mikołaja Kopernika w Toruniu, Polska

¹⁶Zakład Immunopatologii Chorób Zakaźnych i Pasożytniczych, Wydział Lekarski, Warszawski Uniwersytet Medyczny, Polska

¹⁷Polskie Towarzystwo Diagnostyki Laboratoryjnej

¹⁸Polskie Towarzystwo Parazytologiczne

¹⁹Komisja ds. Parazytologii Medycznej, Krajowa Izba Diagnostów Laboratoryjnych

* Autorzy wnieśli równy wkład

Received: 07.02.2025

Accepted: 10.02.2025

Published: 28.02.2025

DOI: 10.5604/01.3001.0055.0290

Corresponding author:

dr hab. n. med. Beata Szostakowska, Zakład Parazytologii Tropikalnej, Wydział Nauk o Zdrowiu, Gdański Uniwersytet Medyczny, 81-519 Gdynia, ul. Powstania Styczniowego 9b, e-mail: beata.szostakowska@gumed.edu.pl

Cite the article as:

Szostakowska B, Żarnowska-Prymek H, Kosik-Bogacka D, Matowicka-Karna J, Kołodziej P, Sałamatin R, Wesołowska M, Żelazowska-Rutkowska B, Bartosik M, Kaczmarek A, Kłyś A, Rudzińska M, Wesołowski R, Pawełczyk A. 2025 Guidelines of the Polish Society of Laboratory Diagnostics and the Polish Society of Parasitology on laboratory activities in medical parasitology. Diagn Lab. 2025; 61(1): 1–20



Open access

The content of the journal is available in Open Access formula which means free access to scientific data for researchers and readers.



Copyright

This material is available under the Creative Commons – Attribution-NonCommercial 4.0 International (CC BY-NC 4.0). The full terms of this license are available on: <https://creativecommons.org/licenses/by-nc/4.0/legalcode>

Licence

Some right reserved: Polish Society of Laboratory Diagnostics. Published by Index Copernicus Sp. z o.o.

Conflict of interests

The authors declare that they have no competing interests.

SPIS TREŚCI

WYKAZ SKRÓTÓW	4
1. WSTĘP	5
2. INFORMACJE OGÓLNE	5
3. MATERIAŁ DO BADAŃ MAKRO- I MIKROSKOPOWYCH	6
3.1. Kał	6
3.1.1. Pobieranie materiału	6
3.1.2. Transport i przechowywanie materiału	6
3.1.3. Procedury badania kału	6
3.1.4. Ocena preparatów	7
3.1.5. Wynik badania mikroskopowego kału	7
3.2. Wymaz okołoodbytniczy	8
3.3. Treść dwunastnicza i żółć	8
3.4. Materiał pobrany z jamy ustnej	8
3.5. Krew	9
3.5.1. Pobieranie i transport materiału	9
3.5.2. Procedury mikroskopowego badania krwi	9
3.5.3. Ocena preparatu	10
3.5.4. Wynik badania mikroskopowego	10
3.6. Materiał z układu moczowo-płciowego	10
3.6.1. Badanie mikroskopowe <i>haematobium</i>	10
3.6.2. Badanie moczu lub wydzieliny dróg moczowo-płciowych w kierunku <i>Trichomonas vaginalis</i>	10
3.7. Materiał z dróg oddechowych	11
3.8. Aspiraty	11
3.8.1. Płyn mózgowo-rdzeniowy	11
3.8.2. Aspiraty z torbali wątroby	11
3.8.3. Materiał pobrany podczas rektoskopii lub z ropni wątroby/płuc	11
3.8.4. Materiał z narządów limfatycznych, w tym szpiku kostnego	11
3.8.5. Materiał aspirowany ze zmian skórnych lub preparat odciskowy	12
3.9. Materiał tkankowy	12
3.9.1. Materiał tkankowy do badań w kierunku włośnicy	12
3.9.2. Materiał tkankowy stosowany do badań w kierunku leishmaniozy	12
3.9.3. Materiał stosowany do badań w kierunku pełzaków amfizoicznych (pierwotnie wolnożyjących)	12
3.10. Materiał do badań w kierunku stałych ektopasożytów	12
4. PARAZYTOLOGICZNA DIAGNOSTYKA IMMUNOLOGICZNA	14
4.1. Wykrywanie w surowicy swoistych przeciwciał (IgG, IgM, IgA i IgE) wytwarzanych przez człowieka po kontakcie z pasożytem	14
4.2. Wykrywanie swoistych przeciwciał w płynach ustrojowych	15
4.3. Badanie na obecność antygenów pasożytów	15
4.3.1. Wykrywanie antygenów (koproantygenów) w kale	16
4.3.2. Wykrywanie antygenów w wydzielinie z pochwy lub w moczu	16

4.3.3. Wykrywanie antygenów we krwi	16
4.3.3.1. Diagnostyka zarażenia <i>Plasmodium</i> spp.	16
4.3.3.2. Diagnostyka zarażenia <i>Wuchereria bancrofti</i>	16
5. PARAZYTOLOGICZNA DIAGNOSTYKA MOLEKULARNA	16
6. HODOWLA PASOŻYTÓW <i>IN VITRO</i>	17
7. KONTROLA JAKOŚCI BADAŃ MIKROSKOPOWYCH	17
7.1. Próbkki kontrolne do badań na obecność pasożytów występujących we krwi	17
7.1.1. Próbkki kontrolne do badań w kierunku malarii	17
7.1.2. Próbkki kontrolne do badań w kierunku innych gatunków pasożytów niż pierwotniaki z rodzaju <i>Plasmodium</i>	18
7.2. Próbkki kontrolne do badań na obecność pierwotniaków jelitowych	18
7.3. Próbkki kontrolne do badań na obecność helmintów układu pokarmowego i moczowego	18
8. PIŚMIENNICTWO	18

WYKAZ SKRÓTÓW

ACC – acetylocysteina

BAL (ang. *bronchoalveolar lavage*) – popłuczyny pęcherzykowo-oskrzelikowe

CE – (fr. *Conformite Europeenne*) – certyfikat oznaczający zgodność właściwości produktu z przepisami Unii Europejskiej, wskaźnik spełniania przez produkt wymogów prawnych Unii Europejskiej, dotyczących bezpieczeństwa, zdrowia i ochrony środowiska

Chromotrop 2R (ang. *2-(Phenylazo)chromotropic acid disodium salt, Acid Red 29*) – sól disodowa kwasu 2- (fenylozo)chromotropowego; czerwień kwasowa 29

DNA (ang. *deoxyribonucleic acid*) – kwas deoksyrybonukleinowy

DPX (ang. *Dibutylphthalate Polystyrene Xylene*) – medium o niskiej gęstości, przeznaczone do ręcznego i automatycznego zaklejania preparatów mikroskopowych szkiełkami nakrywkowymi

EDTA (ang. *ethylenediaminetetraacetic acid*) – kwas wersenowy

ELISA – ang. *Enzyme-linked Immunosorbent Assay*

IVD (ang. *In Vitro Diagnostic*) – produkt dopuszczony do badań w zakresie diagnostyki *in vitro* na podstawie dyrektywy Unijnej IVD (98/79/WE, IVDD)

IVDR (ang. *In Vitro Diagnostic Medical Device Regulation; Regulation on In Vitro Diagnostic*) – rozprządzenie Unii Europejskiej 2017/745, w sprawie wyrobów medycznych dopuszczających ich stosowanie do diagnostyki *in vitro*, zastępujące dyrektywę IVD (98/79/WE, IVDD)

PAS – ang. *periodic acid-Schiff*

PCR (ang. *Polymerase Chain Reaction*) – łańcuchowa reakcja polimerazy

PVA (ang. *polyvinyl alcohol*) – alkohol poliwinylowy

SAF (ang. *Sodium Acetate Formaldehyde*) – octan sodu i formaldehydu, stosowany do utrwalania wymagającego zachowania struktur komórkowych

1. WSTĘP

Aktualizacja wytycznych dotyczących laboratoryjnej parazytologii medycznej została opracowana na podstawie publikacji „Standardy w zakresie laboratoryjnych czynności w parazytologii medycznej, oceny ich jakości i wartości diagnostycznej oraz laboratoryjnej interpretacji i autoryzacji wyników badań (propozycja)” autorstwa: Myjak P, Główniak C, Gołąb E, Jaborowska-Jarmoluk M, Kosik-Bogacka D, Matowicka-Karna J, Nowak P, Pietkiewicz H, Szostakowska B, Wnukowska N, Żarnowska-Prymek H, opublikowanej w czasopiśmie Diagnostyka Laboratoryjna [2011; 47(3): 341–351].

Prawidłowo przeprowadzone postępowanie diagnostyczne w przypadku chorób o etiologii pasożytniczej stanowi istotny element praktyki lekarskiej, prowadzący do podjęcia decyzji o wprowadzeniu skutecznego leczenia.

Dynamiczny rozwój metod diagnostycznych spowodował, że obecnie dostępne są na rynku testy o różnym znaczeniu w rutynowej diagnostyce parazytologicznej. Ważne zatem jest określenie przydatności metod diagnostycznych, w tym mikroskopowych, immunologicznych i molekularnych oraz hodowli *in vitro* w wykrywaniu markerów inwazji pasożytniczych w codziennej medycznej praktyce laboratoryjnej. Stosowane testy oprócz posiadanych certyfikatów walidacji i standaryzacji powinny umożliwiać szybką i pewną diagnostykę.

Proponowane wytyczne zawierają zalecenia dotyczące zasad pobierania, transportu i przechowywania materiału biologicznego do diagnostyki parazytologicznej, a także informacje dotyczące prawidłowego opracowania wyniku badania. Autorzy zwrócili uwagę na dobór metod pod względem ich jakości oraz dostępności w laboratoriach diagnostycznych.

2. INFORMACJE OGÓLNE

1. Laboratorium opracowuje „Formularz zlecenia na badania laboratoryjne” na podstawie aktualnego rozporządzenia Ministra Zdrowia w sprawie standardów jakości dla medycznych laboratoriów diagnostycznych. Formularz powinien zawierać: miejsca na informacje dotyczące zleceniodawcy, osoby badanej, kierunku badań, rodzaju badanego materiału,

daty i godziny pobrania, a także klinicznych wskaźników do wykonania badania.

2. Laboratorium opracowuje i udostępnia zleceniodawcom instrukcje dotyczące: sposobu przygotowania pacjenta do badania, zasad pobierania materiału biologicznego i jego ilości, a także przechowywania i transportu oraz czasu od pobrania materiału do dostarczenia próbki do laboratorium.
3. Pojemnik, zawierający materiał do badań, należy opisać nazwiskiem i imieniem pacjenta, Numerem PESEL lub datą urodzenia wraz z nr dowodu tożsamości, datą i godziną pobrania materiału lub oznaczyć etykietą z kodem identyfikującym pacjenta.
4. Materiał do badań może być transportowany i dostarczany do laboratorium wyłącznie przez pacjenta, upoważnione osoby lub firmy posiadające uprawnienia do transportu materiału zakaźnego zgodnie z obowiązującymi przepisami. Transport ludzkiego materiału biologicznego musi odbywać się zgodnie z normą UN3373.
5. Laboratorium stosuje metody badawcze, które odpowiadają aktualnej wiedzy medycznej i są opublikowane w recenzowanym piśmiennictwie naukowym oraz/lub są rekomendowane przez ośrodki referencyjne lub właściwego konsultanta krajowego.
6. Laboratorium opracowuje procedury badawcze i instrukcje wykonywania poszczególnych badań diagnostycznych oraz formularze sprawozdań z ich realizacji. Procedura badawcza powinna zawierać dokładne informacje odnośnie do wymaganego sprzętu, odczynników oraz warunków wykonywania poszczególnych rodzajów badań.
7. W celu uniknięcia kontaminacji materiału biologicznego zaleca się używanie jednorazowego drobnego sprzętu laboratoryjnego (bagietki, pipety, ezy, próbówki, szkiełka podstawowe i nakrywkowe, opakowania itp.).
8. Jakość wykonywanych w laboratorium badań zapewniają przeprowadzane okresowo kontrole wewnętrzne i zewnętrzne. W przypadku stwierdzenia nieprawidłowości laboratorium wprowadza

działania korygujące i zapobiegawcze w zakresie swoich kompetencji.

9. Dokumentacja prowadzona przez laboratorium w zakresie ujętym w przepisach dotyczących dokumentacji medycznej jest przechowywana przez czas określony przez te przepisy.

3. MATERIAŁ DO BADAŃ MAKRO- I MIKROSKOPOWYCH

Pracownik laboratorium, ze względu na zmęczenie oczu, nie powinien oglądać preparatów mikroskopowych dłużej niż przez pięć godzin dziennie.

3.1. Kał

3.1.1. Pobieranie materiału

- Kał należy pobrać przed rozpoczęciem leczenia. W przypadku wcześniejszego stosowania:
 - antybiotyków lub leków przeciwpasożytniczych (badanie kontrolne po leczeniu), kał należy pobrać po upływie dwóch tygodni od zakończenia leczenia;
 - radiologicznych środków kontrastowych, kał należy pobrać po upływie 48 godz. od zakończenia stosowania tych środków.
- Kał powinien być oddany do suchego i czystego, najlepiej jednorazowego, pojemnika lub na czysty papier (bądź z wykorzystaniem komercyjnie dostępnego zestawu do pobierania kału) i następnie przeniesiony do pojemnika na kał za pomocą łopatk. Próbkę nie może być zanieczyszczona moczem, wodą lub glebą. Zaleca się pobranie próbki z trzech różnych miejsc oddanego kału. Ze względu na możliwość fermentacji pojemnik powinien być wypełniony od 1/3 do 1/2 jego pojemności.
- Dla celów diagnostycznych zaleca się przynajmniej trzykrotne pobranie i badanie kału w odstępach 2 – 3-dniowych, co zwiększa prawdopodobieństwo wykrycia form rozwojowych pasożytów, zwłaszcza cyst pierwotniaków, które wydalone są nieregularnie.

3.1.2. Transport i przechowywanie materiału

- Próbkę kału należy dostarczyć do laboratorium w ciągu 24 godz. od pobrania.
- Wyjątkowo kał biegunkowy (szczególnie jeżeli jest

wodnisty) należy badać do 60 minut po jego oddaniu ze względu na możliwą obecność trofozoitów pierwotniaków, które tracą zdolność ruchu (będącego cechą diagnostyczną) oraz mogą ulec degradacji. Zalecenie to musi być bezwzględnie przestrzegane w przypadku pacjentów powracających z terenów tropikalnych lub subtropikalnych z powodu możliwości zarażenia pełzakiem czerwoni (*Entamoeba histolytica*).

- Kał badany w kierunku wykrycia węgorka jelitowego (*Strongyloides stercoralis*) powinien być dostarczony w dniu pobrania.

Uformowany kał badany na obecność cyst/oocyst pierwotniaków lub jaj helmintów można badać do 72 godz. od pobrania, ale do tego czasu próbki powinny być przechowywane w temperaturze 4 – 10°C. Nie zaleca się dłuższego przechowywania próbki z powodu możliwości namnożenia się grzybów drożdżopodobnych, co utrudnia ocenę ich znaczenia patologicznego. Jeżeli jest to konieczne, próbki powinny zostać utrwalone w odpowiednim utrwalczu właściwym dla procedury badania (np. SAF, PVA, formalina).

3.1.3. Procedury badania kału

Badanie makroskopowe

W badaniu makroskopowym określa się konsystencję kału (wodnisty, luźny, uformowany), obecność śluzu, krwi, postaci dorosłych lub fragmentów pasożytów. Widoczne makroskopowo formy pasożytnicze zaleca się wyizolować z kału i dostarczyć do laboratorium w osobnym pojemniku, w niewielkiej ilości wody.

Badanie mikroskopowe

Badanie mikroskopowe kału ma na celu wykrycie form pasożytniczych bytujących w przewodzie pokarmowym oraz w uchodzących do niego przewodach. Do światła jelita mogą dostać się również jaja przywry z rodzaju *Schistosoma*.

Badanie kału powinno obejmować:

- preparat w soli fizjologicznej (0,9% NaCl), zalecany głównie do wykrywania pierwotniaków, szczególnie trofozoitów (mogą być żywe, ruchliwe);
- preparat mokry podbarwiony płynem Lugola (odcień koniaku), barwienie ułatwia diagnostykę pierwotniaków, szczególnie cyst – uwidacznia niektóre struktury wewnętrzne;

oraz

- preparaty po zastosowaniu technik zagęszczania pasożytów,
- metodą sedymentacji w wodzie (dekantacja) i równolegle jedną z metod flotacji (Fülleborna wg modyfikacji Willisa z nasyconym roztworem NaCl lub Fausta z 33,1% siarczanem cynku), wybór zależy od możliwości laboratorium. Metoda Fülleborna jest prosta i tania, ponieważ można użyć soli kuchennej. Metoda Fausta, w której stosuje się roztwór siarczany cynku poza jajami helmintów, pozwala także wykryć cysty/oocysty pierwotniaków, które w nasyconym roztworze NaCl ulegają zniszczeniu. Zaleca się sporządzanie roztworu o ciężarze właściwym od 1,18 g/cm³ do 1,20 g/cm³, który trzeba kontrolować za pomocą areometru. Zarówno jaja helmintów, jak i cysty/oocysty pierwotniaków można wykryć również metodą dekantacji. Metoda flotacyjna zwiększa jednak szansę ich wykrycia, ponieważ powoduje wypływanie lekkich form rozwojowych pasożytów na powierzchnię roztworu, a więc preparat jest „czystszy” niż w metodzie sedymentacyjnej. Metody flotacyjne zawodzą w przypadku ciężkich jaj: przywr, *Dibothriocephalus latus* i niezapłodnionych jaj *Ascaris lumbricoides*

lub

- metodą formalinowo-octanowo etylową lub jej modyfikacją,
- preparat gruby wg Kato i Miura – zalecany do wykrywania jaj helmintów i niektórych oocyst, np. *Sarcocystis* spp., gdy laboratorium nie może wykonywać metod zagęszczających.
- W przypadku pacjentów ze znaczną eozynofilią powinna być dodatkowo założona hodowla *in vitro* w kierunku larw węgorka jelitowego (*Strongyloides stercoralis*). Żywe larwy węgorka jelitowego mogą być także wykryte u pacjentów z intensywną inwazją przy zastosowaniu metody dekantacji kału. Hodowla jest jednak dokładniejsza i pozwala uzyskać istotne diagnostycznie trzecie stadium larwalne. Metodę hodowli zaleca się również stosować przy podejrzeniu zarażenia tęgoryjcami (*Ancylostoma duodenale*/*Necator americanus*) i *Trichostrongylus* spp., jeżeli próbka kału jest badana po 24 godz. od pobrania, ponieważ z jaj mogą już wylęgnąć się larwy.

- W przypadku utrzymującej się biegunki (zwłaszcza wodnistej) i ujemnym wyniku dotychczasowych badań (szczególnie u osób immunoniekompetentnych) powinno być wykonane badanie na obecność: *Cryptosporidium* spp. (test antygenowy, metoda PCR, barwienie metodą Ziehla-Neelsena), *Cyclospora cayetanensis* (metoda PCR, barwienie metodą Ziehla-Neelsena) oraz mikrosporydiów (metoda PCR, test antygenowy, barwienie chromotropem 2R). Kolejność wymienionych badań uwzględnia ich jakość diagnostyczną oraz dostępność dla medycznych laboratoriów diagnostycznych.
- W rozpoznawaniu pełzaków jelitowych preparaty kału trwale barwione (trichrom, hematoksylina) są mało przydatne ze względu na częste trudności z uzyskaniem wystarczająco dobrej jakości preparatów przy jednocześnie pracochłonnej technice barwienia. Barwienie nie pozwala na odróżnienie *Entamoeba histolytica sensu stricto* od innych pełzaków z kompleksu *Entamoeba histolytica sensu lato*.

3.1.4. Ocena preparatów

- Preparat w soli fizjologicznej oraz podbarwiony płynem Lugola należy przykryć szkiełkiem nakrywkowym, najlepiej o wymiarach 22 × 22 mm i przejrzeć cały preparat pod powiększeniem obiektywu 40× lub 60×. Preparat po zagęszczeniu należy przeglądać pod powiększeniem obiektywu 10 – 20×, a podejrzone obiekty pod powiększeniem obiektywu 40× lub 60×; zaleca się, aby około 1/3 preparatu przejrzeć przy użyciu obiektywu 40× lub 60×,
- Preparat gruby wg Kato i Miura: rozmaz kału przykrywa się skrawkiem celofanu o wymiarach około 22 × 40 – 50 mm namoczonym w roztworze gliceryny i zieleni malachitowej (w celu prześwietlenia preparatu). W poszukiwaniu jaj helmintów należy przejrzeć cały preparat pod powiększeniem obiektywu 10 – 20×, a w poszukiwaniu oocyst, np. *Sarcocystis* spp. pod powiększeniem obiektywu 40× lub 60×,
- Preparat trwale barwiony (metoda Ziehla-Neelsena, chromotrop 2R) – zaleca się oglądać pod powiększeniem obiektywu 100×.

3.1.5. Wynik badania mikroskopowego kału

Wynik powinien zawierać:

- nazwę gatunkową (a w przypadku trudności

z określeniem – nazwę rodzajową) pasożyta i jego postać rozwojową;

- w przypadku stwierdzenia jaj *Schistosoma* spp. określenie ich żywotności (żywe czy martwe);
- w przypadku stwierdzenia jaj *Ascaris lumbricoides* określenie czy są zapłodnione, czy niezapłodnione;
- wykazanie również obecności pierwotniaków uznawanych za niepatogenne;
- określenie orientacyjnej liczby form diagnostycznych pasożytów, np. jaj lub cyst/oocyst (po analizie całego preparatu i uśrednieniu ich liczby w polu widzenia lub w całym preparacie);
- informację o innych wykrytych strukturach świadczących o patologii: erytrocyty, leukocyty, makrofagi, kryształki Charcota-Leydena, ziarna skrobi, włókna mięsne, kule tłuszczu.

W przypadku wyniku ujemnego podać: „Pasożytów nie wykryto”.

Oprócz badania mikroskopowego stosuje się, zależnie od potrzeb, inne metody diagnostyczne (patrz Rozdział 4.3. i 5.).

3.2. Wymaz okołoodbytniczy

Materiał z okolic odbytu pobiera się głównie w celu wykrycia jaj owsika ludzkiego (*Enterobius vermicularis*). Badanie wykonuje się przed rozpoczęciem leczenia i ponownie dwa tygodnie po jego zakończeniu dla celów kontrolnych. Wymaz powinien być pobrany wcześniej rano, przed myciem i oddaniem kału, z fałdów okołoodbytniczych.

Materiał uzyskuje się, stosując:

- metodę Halla – pobranie materiału na bagietkę z nawiniętym celofanem (zwilżonym wodą);
- metodę Grahama przy użyciu przezroczystej taśmy samoprzylepnej, ewentualnie komercyjnego zestawu.

Pobrany wymaz powinien być dostarczony do laboratorium tego samego dnia w temperaturze pokojowej. Należy obejrzeć cały preparat pod mikroskopem (optymalne powiększenie obiektywu 10 – 20x) w poszukiwaniu jaj i ewentualnie postaci dorosłych. W przypadku wyniku ujemnego badanie powinno być powtórzone jeszcze dwukrotnie w następnych dniach.

Laboratorium może przygotować odpowiednie zestawy oraz instrukcje do wykonania wymazów i udostępnić je pacjentom.

W wymazie okołoodbytniczym wykrywa się niekiedy jaja *Taenia* sp. Zdarza się, że człony *T. saginata* samodzielnie opuszczają prostnicę i z pełzających członów, w wyniku skurczu ich mięśni, jaja wypychane są na zewnątrz.

3.3. Treść dwunastnicza i żółć

Materiał ten stosuje się głównie do wykrywania *Giardia intestinalis*, *Strongyloides stercoralis* i *Fasciola hepatica*.

Badanie powinno obejmować trzy frakcje:

A – treść dwunastnicy;

B – zawartość pęcherzyka żółciowego (istotne dla badania w kierunku obecności trofozoitów *Giardia intestinalis*);

C – żółć z przewodów żółciowych.

Materiał uzyskuje się za pomocą sondy dwunastniczej. Pobraną żółć należy odwirować przez 2 – 3 min przy 500 × g i od razu obejrzeć preparat bezpośredni (mokry). Ocenia się również ogólny obraz mikroskopowy żółci. W przypadku podejrzenia giardiozy, badanie należy wykonać w czasie do 1 – 2 godz. od pobrania materiału. Dla uzyskania preparatów trwałych, np. do celów szkoleniowych, można wykonane rozmazy lekko podsuszyć, utrwalić metanolem absolutnym i zabarwić odczynnikiem Giemsy.

Żółć pobiera się zazwyczaj jednokrotnie, najlepiej po zakończeniu cyklu badań kału. Do laboratorium powinna być dostarczona w temperaturze pokojowej.

3.4. Materiał pobrany z jamy ustnej

W materiale pobranym z jamy ustnej, można niekiedy stwierdzić pierwotniaki z rodzajów *Entamoeba* i *Trichomonas*. Wykonuje się preparat bezpośredni z materiału pozyskanego przez pocieranie błony śluzowej dziąseł i/lub policzka wymazówką zwilżoną 0,9% NaCl.

Największą wartość diagnostyczną ma preparat wykonany przy pacjencie i analizowany bezpośrednio po wykonaniu. W przypadku przesyłania materiału do badania

do innej jednostki: zwilżoną 0,9% NaCl wymazówkę z materiałem powinno się transportować w temperaturze 4 – 8°C. Optymalnie preparat wykonać i analizować do 1 – 2 godz. od pobrania.

3.5. Krew

Badania wykonuje się przy podejrzeniu malarii, filarioz, trypanosomoz lub babeszjozy najczęściej u osób powracających z terenów endemicznego występowania tych pasożytów, głównie z krajów tropikalnych lub subtropikalnych.

3.5.1. Pobieranie i transport materiału

Krew do badań należy pobrać przed rozpoczęciem leczenia:

- w przypadku podejrzenia malarii lub babeszjozy bezzwłocznie, także pomimo zastosowania wcześniej środków farmakologicznych,
- w przypadku podejrzenia filarioz nie jest konieczne natychmiastowe pobranie materiału.

Liczba pobrań materiału i zastosowana metoda zależą od rodzaju podejrzewanego inwazji pasożytniczej.

Do badań w kierunku malarii i babeszjozy najlepiej pobrać krew włośniczkową z opuszki palca i wykonać preparaty bezpośrednio po pobraniu. Jeżeli nie jest to możliwe, należy pobrać krew włośniczkową, ewentualnie krew żylną do probówki z EDTA, ale rozmazy powinny być wykonane do 1 godz. od pobrania krwi. Należy wykonać po 2 – 3 preparaty każdego rodzaju (cienki rozmaz i grubą kroplę). W przypadku niewykrycia zarodźców malarii (*Plasmodium* spp.) w pierwszym badaniu, badania należy powtórzyć 2 – 3 razy w ciągu doby przez 3 kolejne dni.

Jeśli laboratorium nie dysponuje możliwościami diagnostyki w kierunku wymienionych pasożytów, zaleca się wykonać rozmazy i wraz z krwią pobraną na EDTA przesłać do odpowiedniej placówki.

Uwaga: Przy braku całodobowego dostępu do badań parazytologicznych, szpital powinien zapewnić możliwość wykonywania szybkich testów immunochromatograficznych wykrywających antygeny zarodźców, przy jednoczesnym przygotowaniu rozmazów krwi, do badania mikroskopowego.

Do badań w kierunku trypanosom i mikrofilarii pobiera się krew żylną na EDTA. W diagnostyce zarażenia świdrowcami (*Trypanosoma* spp.), przy ujemnym wyniku, badania należy powtarzać jeden raz dziennie przez trzy kolejne dni. Podczas pobierania krwi w kierunku filarioz należy pamiętać o periodiczności występowania niektórych mikrofilarii we krwi obwodowej (np. dzienna w przypadku zarażenia *Loa loa* i nocna w przypadku *Wuchereria bancrofti*). Przy braku podejrzenia co do gatunku filarii krew należy pobierać co 8 – 12 godz. przez trzy kolejne dni. W początkowym okresie inwazji, gdy pasożyty są jeszcze niedojrzałe, wynik badania bezpośredniego krwi jest ujemny. *Wuchereria bancrofti* dojrzewa około 2 miesięcy, a *Loa loa* od 1 do 2 lat.

3.5.2. Procedury mikroskopowego badania krwi

Badanie próbki krwi powinno obejmować (w zależności od podejrzewanego pasożyta):

- preparat (rozmaz bezpośredni) w soli fizjologicznej – tylko w celu obserwacji ruchu, świdrowców i mikrofilarii;
- cienki barwiony rozmaz (utrwalony) – w kierunku wszystkich gatunków pasożytów krwi, szczególnie wywołujących malarię, babeszjozę, trypanosomozę;
- nieutrwalony preparat barwiony, tzw. grubą kroplę – w kierunku wszystkich pasożytów krwi;

Uwaga: Wynik ujemny badania w kierunku malarii i babeszjozy nie może być wydany bez obejrzenia grubej kropli.

- koncentrację wg Knotta – w kierunku mikrofilarii, przydatną zwłaszcza u osób jedynie odwiedzających kraje endemicznego występowania filarioz, u których bardzo rzadko występuje liczna inwazja dająca łatwo wykryć mikrofilarie w bezpośrednim rozmazie krwi.

Rekomendowane metody barwienia rozmazów krwi:

- cienkie rozmazy krwi można barwić, stosując metodę Pappenheima (May-Grünwald, Giemsa) lub tylko odczynnikami Giemsy po uprzednim utrwaleniu metanolem absolutnym (metoda Giemsy) w celu wykrycia i identyfikacji wszystkich pasożytów krwi;

- grube krople barwi się odczynnikiem Giemsy bez uprzedniego utrwalania;
- barwienie hematoksyliną – w kierunku wykrycia i różnicowania mikrofilarii. W barwieniu odczynnikiem Giemsy słabo wybarwia się osłonka, a dobrze jądra komórkowe mikrofilarii, natomiast w przypadku barwienia hematoksyliną dobrze wybarwia się zarówno osłonka, jak i jądra komórkowe, lecz metoda ta jest bardziej złożona i dlatego nie stosuje się jej przy wstępnej ocenie.

3.5.3. Ocena preparatu

- Badając grubą kroplę, należy przeglądać 100 – 200 pól widzenia (pw) lub więcej w celu wykrycia pierwotniaków pod powiększeniem obiektywu 100x. W przypadku cienkiego rozmazu wykonywanego w diagnostyce malarii, babeszjozy i trypanosomozy należy obejrzeć 200 – 300 pw pod powiększeniem obiektywu 100x. Preparat grubej kropli, który jest około 20-krotnie gęstszy niż cienki rozmaz, pozwala na szybsze wykrycie pasożytów w materiale, lecz proces hemolizy krwinek, która jest niezbędna, aby było możliwe wykrycie pierwotniaków w grubej warstwie krwi, powoduje też zniekształcenie pasożytów, co utrudnia lub uniemożliwia ich identyfikację gatunkową. Z kolei w cienkim rozmazie można zaobserwować charakterystyczne cechy morfologiczne pasożytów i zaatakowanych erytrocytów oraz policzyć parazytemię, jednak oglądanie preparatu trwa dłużej. Oglądanie grubej kropli przez 5 min jest porównywalne z oglądaniem cienkiego rozmazu przez 30 min. Parazytemię w malarii i babeszjozie należy określić jako procent zarażonych erytrocytów (bez względu na liczbę zawartych w nich pasożytów) do co najmniej 500 wszystkich krwinek policzonych. W przypadku malarii nie liczy się erytrocytów zawierających gametocyty.
- W badaniach w kierunku filarioz z materiału uzyskanego metodą koncentracji larw (mikrofilarii) wykonuje się preparat mokry, który należy obejrzeć w całości pod powiększeniem obiektywu 10 – 20x w celu wykrycia oraz 40x dla potwierdzenia obecności larw. Cały preparat barwiony ogląda się pod powiększeniem obiektywu 10 – 20x oraz 100x w celu uwidocznienia szczegółów morfologicznych wykrytych mikrofilarii.

3.5.4. Wynik badania mikroskopowego

Wynik powinien zawierać:

- nazwę gatunkową wykrytego pasożyta (w przypadku trudności z określeniem gatunku – nazwę rodzajową);
- postać rozwojową pasożyta;
- parazytemię – procent zarażonych erytrocytów (cienki rozmaz: *Plasmodium* spp., *Babesia* spp.), liczbę pasożytów w 1 µl krwi (*Trypanosoma* spp.), liczbę mikrofilarii w 1 ml krwi.

3.6. Materiał z układu moczowo-płciowego

Mocz jest materiałem badanym najczęściej w celu wykrycia jaj *Schistosoma haematobium*, trofozoitów rzęsiatki pochwowego (*Trichomonas vaginalis*) (głównie u mężczyzn), jaj nerkowca (*Diocotophyma renale*), rzadziej mikrofilarii.

3.6.1. Badanie mikroskopowe moczu w kierunku *Schistosoma haematobium*

Najlepiej badać mocz pobrany dwukrotnie, tj. po nocy oraz między godz. 12:00 a 15:00, ewentualnie po wysiłku. Zaleca się pobrać 100 – 200 ml moczu z końcowego strumienia. Niektórzy autorzy polecają użycie osadu z całodobowej zbiórki. Próbkę powinna być możliwie szybko dostarczona do laboratorium w warunkach schłodzenia i bez dostępu światła w celu zapobiegania wylęgowi larw. Zaleca się odwirowanie moczu (400 × g przez 5 min) i wykonanie preparatu bezpośredniego. Preparaty z osadu moczu ogląda się pod powiększeniem obiektywu 10 – 20x. Na wyniku badania należy zaznaczyć czy jaja są żywe, czy martwe. Jaja martwe są często ciemne ze zwapniałą lub ziarnistą zawartością. W żywych jajach *Schistosoma* spp. jest widoczna larwa (miracydium). Jeżeli na szkiełku mikroskopowym do kropli moczu lub kału (z widocznymi jajami pasożyta) doda się kroplę wody, larwy będą się ruszać. W przypadku wyniku ujemnego rekomendowane jest ponowne pobranie i badanie moczu w następnych dniach.

3.6.2. Badanie moczu lub wydzieliny dróg moczowo-płciowych w kierunku *Trichomonas vaginalis*

Należy pobrać mocz z początkowego strumienia (50 – 100 ml), odwirować 400 × g przez 5 min i wykonać preparat mokry bezpośredni, ewentualnie trwale

barwiony. Z wymazu z pochwy lub szyjki macicy ogląda się preparat w soli fizjologicznej. Pomocne może być również wykonanie preparatu trwale barwionego. Wysuszony rozmaz najlepiej utrwalić metanolem absolutnym i barwić odczynnikiem Giemsy, błękitem metylenowym lub zielenią malachitową, ewentualnie hematoksyliną.

W przypadku podejrzenia rzęsistkowicy, przy jednoczesnym niewykryciu trofozoitów w badaniu mikroskopowym, zaleca się założenie hodowli *in vitro* (np. podłoże Roiron lub inne komercyjne). Preparat mokry ogląda się pod powiększeniem obiektywu 40 – 60×, preparat barwiony zaś przy użyciu obiektywu 100×.

Rekomendowane jest trzykrotne pobranie i badanie materiału w przypadku wcześniejszych wyników ujemnych.

3.7. Materiał z dróg oddechowych

Materiał z dróg oddechowych wykorzystuje się do wykrycia *Pneumocystis jirovecii*, jaj *Paragonimus* spp., rzadziej *Cryptosporidium* spp., *Entamoeba histolytica* i larw *Strongyloides stercoralis*. Sporadycznie można także wykryć larwy *Ascaris lumbricoides*, *Ancylostoma duodenale*, *Necator americanus*, ale tylko w okresie ich wędrówki przez płuca. Materiał, w tym popłuczyny oskrzelowo-pęcherzykowe (BAL; ang. *bronchoalveolar lavage*) lub płwocinę pobraną rano, należy jak najszybciej dostarczyć do laboratorium w temperaturze pokojowej. Trzeba pamiętać, że w przypadku pełzakowicy trofozoity mogą ulec degradacji w ciągu kilku godzin. Po odwirowaniu materiału (500 × g przez 5 min) wykonuje się preparat bezpośredni, który w razie potrzeby utrzuca się i barwi. Jeżeli płwocina jest kleista, przed wirowaniem można dodać równą objętość substancji mukolitycznej, np. acetylocysteinę (ACC). W przypadku podejrzenia pełzakowicy płucnej płwocinę rozcieńczyć tylko w 0,9% NaCl.

3.8. Aspiraty

3.8.1. Płyn mózgowo-rdzeniowy

Materiał ten stosuje się do wykrywania zarażenia pasożytami ośrodkowego układu nerwowego, w tym świdrowcem gambijskim (*Trypanosoma brucei gambiense*) i świdrowcem rodezyjskim (*Trypanosoma brucei rhodesiense*), pełzakami amfizoicznymi (*Acanthamoeba* spp., *Naegleria fowleri* i *Balamuthia mandrillaris*) oraz *Toxoplasma gondii*. Materiał w objętości 5 – 10 ml

należy pobrać do jałowego pojemnika i dostarczyć bezzwłocznie do laboratorium (transport w temperaturze pokojowej).

Preparaty w kierunku *Trypanosoma* spp. i *Toxoplasma gondii* można barwić odczynnikiem Maya-Grünwalda, a następnie Giemsy lub tylko odczynnikiem Giemsy po uprzednim utrwaleniu metanolem absolutnym. Preparaty w kierunku pełzaków amfizoicznych barwi się hematoksyliną lub trichromem.

Uwaga: W badaniach w kierunku *Toxoplasma gondii* i pełzaków amfizoicznych wynik należy potwierdzić metodami biologii molekularnej.

3.8.2. Aspiraty z torbieli wątroby

Materiał ten wykorzystuje się do badań na obecność protoskoleksów i haków bąblowca jednojamowego (*Echinococcus granulosus*). Badanie powinno być wykonane w ciągu 24 godz. od pobrania materiału; transport i przechowywanie próbek do czasu badania w temp. 4 – 10°C. Płyn z torbieli należy wirować przy 500 × g przez 10 min i z osadu przygotować co najmniej trzy preparaty bezpośrednie. Oglądać pod powiększeniem obiektywu 10 – 20×.

3.8.3. Materiał pobrany podczas rektoskopii lub z ropni wątroby/płuc

Obecność *Entamoeba histolytica* lub *Balantidium coli* bada się w materiale pobranym przy ściance jelita (ze zmian na błonie śluzowej), w przypadku pełzakowicy pozajelitowej również w materiale pobranym z ropnia (przy ściance ropnia). Materiał powinien być zmieszany z 0,9% NaCl i badany (w czasie do 30 min) pod mikroskopem przy powiększeniu obiektywu 40 – 60×. Można wykonać preparaty trwale barwione (trichrom, hematoksylina).

3.8.4. Materiał z narządów limfatycznych, w tym szpiku kostnego

Płyn aspirowany z powiększonych węzłów chłonnych bada się w kierunku obecności postaci trypomastigota *Trypanosoma brucei gambiense* lub *Trypanosoma brucei rhodesiense*. W postaci trzewnej leishmaniozy, w celu wykrycia zarażenia, materiał uzyskuje się poprzez biopsję cienkoigłową najczęściej szpiku kostnego lub rzadko (ze względu na inwazyjność zabiegu) śledziony i poszukuje postaci amastigota *Leishmania* spp. W każdym

przypadku należy wykonać rozmary, utrwalić je w metanolu absolutnym i wybarwić odczynnikiem Giemsy.

3.8.5. Materiał aspirowany ze zmian skórnych lub preparat odciskowy

Badanie materiału pozwala na wykrycie postaci amastigota w leishmaniozach skórnych lub skórno-słuzówkowych. W przypadku skórnych zmian mokrych najprościej jest wykonać preparat odciskowy (sterylne szkiełko mikroskopowe przyciska się do zmiany, na szkiełku pozostaje wysięk). Pobrany materiał należy wysuszyć, utrwalić metanolem absolutnym i zabarwić odczynnikiem Giemsy. W przypadku wyniku ujemnego badanie zaleca się powtórzyć.

3.9. Materiał tkankowy

Fragmenty tkanek łącznie z materiałem biopsyjnym i sekcyjnym badane są zarówno przez histopatologów, jak i parazytologów.

Materiałem do badań są:

- najczęściej tkanki utrwalone w formalinie i barwione z zastosowaniem tradycyjnych metod;
- rzadziej świeża, niebarwiona tkanka, np. wycinek mięśnia naramiennego w kierunku włósnicy, wycinek błony śluzowej prostopadły w kierunku schistosomozy.

W większości przypadków wystarczające jest barwienie preparatów hematoksyliną i eozyną. Przy podejrzeniu zarażenia *Echinococcus multilocularis* wykonywane jest dodatkowo barwienie PAS, natomiast w przypadku leishmaniozy odczynnikiem Giemsy.

3.9.1. Materiał tkankowy do badań w kierunku włósnicy

Pobrany do badań parazytologicznych wycinek mięśnia naramiennego lub brzuchatego łydki (około 0,5 g) należy przesłać do laboratorium w 0,9% NaCl. W celu wykrycia larw włósnicy (*Trichinella* spp.) stosuje się dwie metody: kompresorową i trawienie sztucznym sokiem żołądkowym. Metoda trawienia jest czulsza, ale larwy nieinwazyjne (obecne we wczesnej inwazji) mogą ulec strawieniu. Zależnie od możliwości laboratorium, wymienione metody można zastąpić techniką PCR, która pozwala dodatkowo określić gatunek *Trichinella*, jednakże dla potrzeb klinicznych określenie gatunku nie jest konieczne.

3.9.2. Materiał tkankowy stosowany do badań w kierunku leishmaniozy

Materiałem do badań może być tkanka pobrana z brzegu zmiany skórnej w przypadku zmian suchych lub zmiany mokrej (gdy wynik badania preparatu odciskowego jest ujemny). Po wykonaniu preparatów histopatologicznych część z nich barwi się hematoksyliną i eozyną, a część barwnikiem Giemsy. Można wykonać także badanie metodą PCR, które jest czulsze, a poszerzone o sekwencjonowanie produktu PCR umożliwia określenie gatunku *Leishmania* spp.

3.9.3. Materiał stosowany do badań w kierunku pełzaków amfizoicznych (pierwotnie wolnożyjących)

W diagnostyce pełzaków amfizoicznych zaleca się obserwację preparatów bezpośrednich (niebarwionych) oraz barwionych hematoksyliną lub trichromem.

Materiałem do badań mogą być:

- płyn mózgowo-rdzeniowy;
- fragmenty mózgu lub innych tkanek zmienionych chorobowo;
- zeszkrobiny z rogówki;
- materiał pozyskany z soczewek kontaktowych i płynu do przechowywania soczewek.

3.10. Materiał do badań w kierunku stałych ektopasożytów

W przypadku podejrzenia zarażenia świerzbowcem (*Sarcoptes scabiei*) pobiera się materiał ze zmian skórnych (zeszkrobiny), a przy podejrzeniu zarażenia nużeńcem (*Demodex folliculorum* i *Demodex brevis*) – oprócz zeszkrobiny – pobiera się rzęsy, treść gruczołów łojowych i torebek włosowych. Materiał ze zmian skórnych mogą pobierać wyłącznie upoważnione osoby, zgodnie z obowiązującymi przepisami. Pobrany materiał ocenia się od razu po pobraniu. Zeszkrobiny skóry i treść gruczołów łojowych po umieszczeniu na szkiełku podstawowym należy przeświecić płynem Hoyer'a lub 5% roztworem KOH lub NaOH. Gdy preparat jest gęsty, może być konieczne odczekanie 1 – 2 godz. w celu lepszego przeświecenia.

W przypadku podejrzenia wszawicy pobiera się materiał z powierzchni skóry, nasady włosów lub odzieży (fałdy, szwy).

W pobranym materiale poszukuje się ektopasożytów (formy dorosłe, nimfy lub jaja) i ocenia makroskopowo, pod małym powiększeniem lupy (powiększenie 5 – 10×) lub mikroskopowo (powiększenie obiektywu 10 – 20×).

Jeżeli dostarczono do laboratorium ruchliwe osobniki stawonogów, materiał przed badaniem można zamrozić do następnego dnia.

U pacjentów wracających ze strefy tropikalnej lub subtropikalnej występuje niekiedy zmiana skórna spowodowana bytującą w tkance larwą muchy. Najczęściej

jest to larwa muchy *Dermatobia hominis* (Ameryka Południowa i Środkowa) lub *Cordylobia anthropophaga* (Afryka). Zdarza się również (głównie pomiędzy palcami stopy lub pod paznokciem) ranka, w której bytuje samica pchły piaskowej (*Tunga penetrans*). Materiałem do badań są usunięte ze zmian pasożyty, które ogląda się makro- lub mikroskopowo pod powiększeniem obiektywu 5–10×.

Wykaz rodzajów materiału diagnostycznego badanego metodami mikroskopowymi, jako podstawowy w wykrywaniu wybranych pasożytów, przedstawia tabela I.

Tabela I. Rodzaje materiału badanego jako podstawowy w mikroskopowym wykrywaniu wybranych pasożytów.

LP.	RODZAJ MATERIAŁU	PASOŻYTY
1.	Kał	<i>Giardia intestinalis</i> , <i>Blastocystis</i> spp., <i>Entamoeba histolytica</i> sensu lato, <i>Cryptosporidium</i> spp., <i>Cyclospora cayetanensis</i> , <i>Cystoisospora belli</i> , <i>Balantidium coli</i> , <i>Dientamoeba fragilis</i> , mikrosporydia*, <i>Taenia saginata</i> / <i>T. solium</i> **, <i>Dibothriocephalus latus</i> (= <i>Diphyllbothrium latum</i>), <i>Rodentolepis nana</i> (= <i>Hymenolepis nana</i>), <i>Hymenolepis diminuta</i> , <i>Ascaris lumbricoides</i> , <i>Trichuris trichiura</i> , <i>Strongyloides stercoralis</i> , <i>Ancylostoma duodenale</i> , <i>Necator americanus</i> , <i>Trichostrongylus</i> spp., <i>Fasciola hepatica</i> , <i>Opisthorchis felineus</i> , <i>Clonorchis sinensis</i> , <i>Fasciolopsis buski</i> , <i>Schistosoma</i> spp., <i>Paragonimus</i> spp. Na wyniku badania wykazuje się także obecność pierwotniaków uznawanych za niepatogenne, np. <i>Entamoeba coli</i> , <i>Entamoeba hartmanni</i> , <i>Endolimax nana</i> , <i>Iodamoeba buetschlii</i> (= <i>Iodamoeba bütschlii</i>), <i>Chilomastix mesnili</i> , <i>Pentatrichomonas hominis</i> * Dawniej zaliczane do pierwotniaków, obecnie o niejasnej pozycji taksonomicznej, ** W kale najczęściej wykrywa się człony (nie jaja) <i>Taenia saginata</i> lub <i>Taenia solium</i>
2.	Wymaz okołoodbytniczy	<i>Enterobius vermicularis</i>
3.	Krew	<i>Plasmodium</i> spp., <i>Babesia</i> spp., <i>Trypanosoma</i> spp., mikrofilarie filarii tropikalnych: <i>Wuchereria bancrofti</i> , <i>Loa loa</i> , <i>Mansonella</i> spp., <i>Brugia malayi</i> , <i>Brugia timori</i> ; rzadziej mikrofilarie <i>Dirofilaria</i> spp.
4.	Materiał z układu moczowo-płciowego	<i>Schistosoma haematobium</i> , <i>Trichomonas vaginalis</i> , rzadziej <i>Diocotophyma renale</i>
5.	Materiał z dróg oddechowych	<i>Pneumocystis jirovecii</i> *, <i>Paragonimus</i> spp., rzadziej <i>Strongyloides stercoralis</i> , <i>Cryptosporidium</i> spp., mikrosporydia * Gatunek dawniej zaliczany do pierwotniaków, obecnie do grzybów
6.	Płyn mózgowo-rdzeniowy	<i>Trypanosoma brucei gambiense</i> , <i>Trypanosoma brucei rhodesiense</i> , pełzaki amfizoiczne (<i>Acanthamoeba</i> spp., <i>Naegleria fowleri</i> i <i>Balamuthia mandrillaris</i>), <i>Toxoplasma gondii</i>
7.	Treść dwunastnicza i żółć	<i>Giardia intestinalis</i> , <i>Strongyloides stercoralis</i> , <i>Fasciola hepatica</i>

Tabela I. Rodzaje materiału badanego jako podstawowy w mikroskopowym wykrywaniu wybranych pasożytów.

LP.	RODZAJ MATERIAŁU	PASOŻYTY
8.	Materiał z rektoskopii lub z ropni wątroby/płuc	<i>Entamoeba histolytica</i> , <i>Balantidium coli</i>
9.	Materiał z narządów limfatycznych, w tym szpiku	<i>Trypanosoma brucei gambiense</i> , <i>Trypanosoma brucei rhodesiense</i> , <i>Leishmania</i> spp.
10.	Wycinek mięśnia	<i>Trichinella</i> spp.
11.	Materiał ze zmian skórnych: – zeszkrobiny lub treść gruczołów łojowych i torebek włosowych; – wysięk ze zmian lub wycinek.	<i>Sarcoptes scabiei</i> , <i>Demodex</i> spp., <i>Leishmania</i> spp.
12.	Materiał z tkanki podskórnej	<i>Dirofilaria</i> spp.

4. PARAZYTOLOGICZNA
DIAGNOSTYKA
IMMUNOLOGICZNA

4.1. Wykrywanie w surowicy swoistych przeciwciał (IgG, IgM, IgA i IgE) wytwarzanych przez człowieka po kontakcie z pasożytem

Badania te wykonuje się w przypadku podejrzenia o parazytozę (zwłaszcza pozajelitową), gdy pobranie materiału do badań bezpośrednich jest zabiegiem inwazyjnym. Wykorzystywane są także jako uzupełnienie diagnostyki przy ujemnym wyniku badań mikroskopowych lub w celu retrospektywnego potwierdzenia przebycia parazytozy (zwłaszcza podczas pobytu w krajach tropikalnych lub subtropikalnych) lub określenia fazy zarażenia/wznowy np. *Toxoplasma gondii*. W przypadku zestawów komercyjnych należy postępować ściśle według instrukcji producenta. W każdym przypadku należy podać interpretację uzyskanych wyników.

Do badań serologicznych zaleca się pobranie od 3 do 4 ml krwi do probówki bez antykoagulantu. Najczęściej pacjent nie musi być na czczo, może być po lekkim posiłku, chyba że producent testu zaleca inaczej.

Surowicę schłodzoną należy dostarczyć do laboratorium do 24 godz. od pobrania krwi lub transportować w stanie zamrożonym.

W Polsce wykrywanie swoistych przeciwciał stosuje się w przypadku:

a) podejrzenia rodzimych parazytoz, w tym:

- **toksoplazmozy** – jako badania podstawowe (IgG – wynik wyrażony w jednostkach międzynarodowych, IgM, IgA, awidność IgG);
- **toksokarozy** – jako badanie podstawowe (IgG), wskazany test potwierdzenia Western blot;
- **bąblowicy** – jako uzupełnienie badań obrazowych, do wykrywania i różnicowania gatunków bąblowca; oznacza się poziom przeciwciał w klasie IgG, stosując test ELISA w kierunku diagnostyki *Echinococcus* spp., w celu potwierdzenia lub wykluczenia dodatniego lub granicznego wyniku uzyskanego testem ELISA i określenia gatunku tasiemca należy wykonać test Western blot; w przypadkach nierozstrzygniętych wykonuje się dodatkowo test ELISA zawierający antygeny Em2/Em2plus, którego wynik dodatni wskazuje na zarażenie



Echinococcus multilocularis; ujemny wynik badania serologicznego nie zawsze wyklucza zarażenie *Echinococcus* spp.;

- **wągrzycy** – jako uzupełnienie badań obrazowych (oznacza się poziom przeciwciał w klasie IgG); wynik dodatni powinien być potwierdzony testem Western blot; wynik ujemny nie wyklucza zarażenia tasieńcem uzbrojonym (*Taenia solium*), ponieważ w przypadku zwapniałych wągrów przeciwciała mogą nie być wytwarzane; przy podejrzeniu wągrzycy ośrodkowego układu nerwowego wskazane jest także badanie w kierunku przeciwciał w płynie mózgowo-rdzeniowym;
- **włośnicy** – często wynik badania serologicznego w trichinellozie staje się dodatni dopiero w 2. – 3. tygodniu od wystąpienia objawów alergicznych;
- **fascjolozy** – jako rozszerzenie diagnostyki przy ujemnym wyniku mikroskopowego badania kału, jako badanie podstawowe w pierwszych 3 – 4 miesiącach od wystąpienia objawów klinicznych, ponieważ pasożyty mogą być jeszcze niedojrzałe lub może ich jeszcze nie być w przewodach żółciowych; przeciwciała mogą być obecne już po 2 tygodniach od zarażenia motylicą wątrobową (*Fasciola hepatica*); w przypadku wyniku ujemnego badanie można powtórzyć po 2 – 3 tygodniach;
- **askariozy** – jako uzupełnienie badań diagnostycznych w pierwszych 2 miesiącach od zarażenia glistą ludzką (*Ascaris lumbricoides*), przy ujemnym wyniku mikroskopowego badania kału (niedojrzała glista nie składa jaj lub w jelicie jest tylko samiec); wynik badania nie zawsze jest miarodajny ze względu na niską swoistość testów. Obecnie brak testu potwierdzenia Western blot;
- **węgorzczy** – jako uzupełnienie diagnostyki u pacjentów z wysoką eozynofilią przy ujemnym wyniku badania kału w kierunku *Strongyloides stercoralis*.

Uwaga: W diagnostyce giardiozy zaleca się mikroskopowe badanie kału oraz stosowanie testów wykrywających antygeny (koproantygeny) *G. intestinalis*. Badanie obecności przeciwciał w przypadku podejrzenia zarażenia *Giardia intestinalis* nie jest diagnostycznie przydatne, pomimo dostępnych na rynku testów – ELISA i immunofluorescencyjnego. W testach serologicznych do diagnostyki pasożytów bytujących w świetle przewodu (np. jelita) często uzyskuje się fałszywie dodatnie wyniki będące efektem reakcji nieswoistych.

b) podejrzenia chorób tropikalnych, u osób powracających lub przyjeżdżających z regionów tropikalnych lub subtropikalnych, w tym:

- **malaria** – najczęściej dla retrospektywnego potwierdzenia lub wykluczenia przebycia parazytozy;
- **amebozy inwazyjnej** (tkankowej) – jako potwierdzenie inwazji *Entamoeba histolytica* do tkanek; w pełzakowicy jelitowej niecierwonkowej testy serologiczne są niemiarodajne, natomiast brak pełzaków w kale nie wyklucza pełzakowicy pozajelitowej;
- **leiszmaniozy trzewnej** – w celu potwierdzenia zarażenia przy braku lub ujemnym wyniku badań mikroskopowych (np. szpiku kostnego) lub molekularnych; w rozmazach krwi obwodowej pasożyt jest rzadko wykrywany;
- **filarioz** – jako rozszerzenie diagnostyki przy ujemnym wyniku badań mikroskopowych krwi; badania serologiczne stanowią podstawę diagnostyki w okresie prepatentnym;
- **schistosomoz** – jako rozszerzenie diagnostyki przy ujemnym wyniku badań mikroskopowych kału lub moczu, a także jako badanie podstawowe w czasie pierwszych 2 – 3 miesięcy, ale nie wcześniej niż 4 tygodnie od zarażenia;
- **paragonimozy** – jako rozszerzenie diagnostyki przy ujemnym wyniku badań mikroskopowych kału i/lub płwociny;
- **trypanosomozy amerykańskiej** (choroby Chagasa) – jako podstawa diagnostyki w przewlekłej fazie zarażenia *Trypanosoma cruzi*.

4.2. Wykrywanie swoistych przeciwciał w płynach ustrojowych

Badanie wykonuje się przy podejrzeniu:

- parazytoz ośrodkowego układu nerwowego (np. wągrzycy, rzadziej toksoplazmozy, toksokarozy) – badanie płynu mózgowo-rdzeniowego,
- postaci ocznej toksokarozy i toksoplazmozy – badanie płynu z przedniej komory oka.

4.3. Badanie na obecność antygenów pasożytów

Materiałem do badań jest najczęściej kał lub krew pobrana na EDTA (0,5 – 1 ml). Badania wykonywane są z wykorzystaniem testów komercyjnych, zgodnie z zaleceniami

producenta. Jeżeli nie ma możliwości wykonania tego badania na miejscu, należy przesłać pobrany materiał do 24 godz. w temperaturze 4 – 8°C do laboratorium, w którym takie badanie jest wykonywane.

4.3.1. Wykrywanie antygenów (koproantygenów) w kale

Dostępne są komercyjne certyfikowane (IVD) zestawy do wykrywania w kale antygenów:

- *Giardia intestinalis* (test immunochromatograficzny, ELISA, test immunofluorescencji bezpośredniej);
- *Cryptosporidium* spp. (test immunochromatograficzny, test immunofluorescencji bezpośredniej);
- *Entamoeba histolytica sensu lato* (test immunochromatograficzny);
- *Entamoeba histolytica sensu stricto* (test immunochromatograficzny);
- mikrosporydii (test immunofluorescencji bezpośredniej).

4.3.2. Wykrywanie antygenów w wydzielinie z pochwy lub w moczu

Dostępne są testy immunochromatograficzne wykrywające antygeny *Trichomonas vaginalis*.

4.3.3. Wykrywanie antygenów we krwi

4.3.3.1. Diagnostyka zarażenia *Plasmodium* spp.

Test immunochromatograficzny jest wykorzystywany do wykrywania antygenów *Plasmodium falciparum*, *Plasmodium vivax*, *Plasmodium ovale* i *Plasmodium malariae*. Wykazano, że test lepiej sprawdza się w rozpoznawaniu *Plasmodium vivax* i *Plasmodium falciparum*, a w przypadku zarażenia *Plasmodium ovale* i *Plasmodium malariae* częściej można uzyskać wyniki fałszywie ujemne. Obecnie nie jest dostępny test w kierunku zarażenia *Plasmodium knowlesi*.

Uwaga: Uzyskane wyniki należy zweryfikować badaniem mikroskopowym rozmazów krwi pobranej w tym samym czasie ze względu na możliwość wystąpienia reakcji nieswoistych (zarówno fałszywie dodatnich, jak i fałszywie ujemnych).

4.3.3.2. Diagnostyka zarażenia *Wuchereria bancrofti*

Dostępne są testy ELISA i immunochromatograficzny do wykrywania obecności antygeny *Wuchereria bancrofti*. Ich zaletą jest to, że moment pobrania krwi do badania nie wpływa na uzyskany wynik (test jest niezależny od periodyki mikrofilarii we krwi obwodowej).

5. PARAZYTOLOGICZNA DIAGNOSTYKA MOLEKULARNA

Wskazaniami do wykonania badań molekularnych są:

- trudności w różnicowaniu gatunków podobnych lub identycznych morfologicznie;
- potrzeba wykonania badań potwierdzających;
- trudności w rozpoznaniu inwazji mieszanej *Plasmodium* spp.

Do wykrywania materiału genetycznego pasożytów zaleca się stosować wystandaryzowane, zwalidowane (z certyfikatami IVD/IVDR i CE) testy diagnostyczne zawierające protokół wykonania oraz odczynniki (w tym startery i próby kontrolne), opracowane przez producenta testu wraz z opisem wskazanej aparatury.

W przypadku stosowania innych testów molekularnych laboratorium powinno opracować protokół wykonania badania uwzględniający:

- sekwencje starterów oraz warunki reakcji opisane w publikacjach zamieszczonych w recenzowanych czasopismach naukowych lub dostępnych w Bankach Genów;
- kontrolne wzorce masy molekularnej, pozwalające na określenie wielkości otrzymanego produktu PCR (stosowane podczas prowadzonej elektroforezy);
- sekwencjonowanie jako metodę potwierdzającą swoistość uzyskanego produktu PCR.

Materiał do badań molekularnych może być nieutralizowany (badany zaraz po pobraniu) albo dostarczony jak najszybciej w stanie schłodzonym lub zamrożony bądź utrwalony w alkoholu etylowym 70 – 96%. Nie należy używać formaliny jako utrwalacza, ponieważ zmniejsza skuteczność izolacji DNA i zakłóca przebieg reakcji PCR.

W praktyce najczęściej badane są:

- płyn owodniowy – w przypadku podejrzenia toksoplazmozy wrodzonej;
- płyn mózgowo-rdzeniowy – w przypadku podejrzenia neurotoksoplazmozy;
- krew (pobrana na EDTA) – przy trudnościach diagnostycznych w podejrzeniu malarii lub babeszjozy;

- szpik kostny (pobrano na EDTA) – przy trudnościach diagnostycznych w podejrzeniu leishmaniozy trzewnej;
- popłuczyny oskrzelowo-pęcherzykowe (BAL), rzadziej płwocina – przy podejrzeniu pneumocystozy;
- kał – w celu różnicowania *Entamoeba histolytica sensu lato*; wykrywania: *Dientamoeba fragilis*, *Cyclospora cayetanensis*, mikrosporidiów, ewentualnie różnicowania gatunków z rodzaju *Cryptosporidium*;
- tkanka, aspiraty – przy diagnozowaniu bąblowicy, różnicowaniu gatunków (genotypów) z rodzajów *Leishmania* i *Acanthamoeba*.

6. HODOWLA PASOŻYTÓW IN VITRO

Hodowle *in vitro* wykorzystuje się w celu zwiększenia wykrywalności niektórych gatunków pierwotniaków oraz helmintów lub różnicowania larw filariopodobnych z rodzajów: *Strongyloides*, *Ancylostoma*, *Necator* i *Trichostrongylus*.

Obecnie w diagnostyce parazytologicznej hodowle stosuje się głównie w przypadku podejrzenia zarażenia:

- *Strongyloides* spp., *Ancylostoma* spp., *Necator* spp., *Trichostrongylus* spp. – najczęściej zakłada się hodowlę (z kału) w próbówce według Harady-Moriego;
- *Acanthamoeba* spp. – materiał kliniczny (m.in.: wymaz z oka, zeszkrobiny z rogówki), soczewki kontaktowe należy transportować w próbówce z 0,9% NaCl do 12 godz. w temperaturze pokojowej (do 25°C);
- rzęsistkiem pochwowym (*Trichomonas vaginalis*) – materiałem do badania mogą być wymaz z pochwy oraz cewki moczowej (wymazy pobiera się standardowo za pomocą jałowej wymazówki), mocz (pierwszy poranny mocz, początkowy strumień; pobrano do sterylnej pojemnika, pojemnik napełniony do 2/3); materiały do badań należy transportować do laboratorium (w jak najkrótszym czasie od pobrania) w temperaturze pokojowej.

7. KONTROLA JAKOŚCI BADAŃ MIKROSKOPOWYCH

Mikroskop do badań parazytologicznych, w celu możliwości pomiaru wykrytych form pasożytniczych, powinien być wyposażony w okular z podziałką. Okular ten oraz każdy obiektyw powinien być skalibrowany. Do mikroskopu należy dołączyć metryczkę kalibracji.

W przypadku posiadania odpowiedniego wyposażenia zalecane jest archiwizowanie zdjęć wykrytych i zidentyfikowanych form pasożytów wraz z informacją o materiale i powiększeniu. Wskazane jest także dokonywanie pomiarów pasożytów w dołączonym oprogramowaniu. Wartości pomiarów powinny być okresowo sprawdzane z wzorcem, a układ optyczny kalibrowany dla każdego z używanych obiektywów.

Wskazane jest angażowanie do pracy całego zespołu upoważnionego do wykonywania badań parazytologicznych w celu utrzymywania kompetencji personelu. Ma to szczególnie znaczenie w przypadku rzadko występujących pasożytów. Częstość wykonywania badań równoległych (jedna próbka badana niezależnie przez dwóch diagnostów laboratoryjnych) lub też badań próbek kontrolnych (pozytywnej próbki archiwalnej ponownie badanej przez innego diagnostę laboratoryjnego) ustala się w zależności od doświadczenia personelu i częstości wykonywania badań parazytologicznych.

Ponadto każde medyczne laboratorium diagnostyczne powinno uczestniczyć w wewnątrz- i zewnątrzlaboratoryjnych kontrolach jakości, co określają odrębne przepisy.

7.1. Próbkki kontrolne do badań na obecność pasożytów występujących we krwi

Wskazane jest, aby laboratorium dysponowało zarówno materiałem kontrolnym, dzięki któremu możliwe będzie okresowe sprawdzanie kompetencji personelu (w tym powtarzalność i odtwarzalność), jak i metod diagnostycznych rutynowo stosowanych. Materiał ten może być przygotowany w laboratorium i właściwie rozpoznany (niezbędna weryfikacja rozpoznania przez specjalistę) lub też specjalnie w tym celu zakupiony z certyfikowanego źródła.

7.1.1. Próbkki kontrolne do badań w kierunku malarii

Próbki kontrolne do badań:

- wykonuje się z próbki krwi pobranej na EDTA, zawierającej co najmniej taką liczbę pasożytów, aby jeden osobnik znajdował się w każdym z 2 – 3 pól widzenia; należy wykonać cienkie rozmazy i grube krople, w czasie nie dłuższym niż 1 godz. od pobrania krwi od pacjenta;
- rozmazy zabarwić i po wysuszeniu najlepiej (w celu przedłużenia trwałości) przykryć szkiełkiem nakrywkowym po uprzednim zatopieniu w DPX.

7.1.2. Próbkę kontrolną do badań w kierunku innych gatunków pasożytów niż pierwotniaki z rodzaju *Plasmodium*

Preparatem kontrolnym może być rozmaz krwi obwodowej trwale barwiony z potwierdzonym gatunkiem, postacią rozwojową oraz określoną parazytemią.

7.2. Próbkę kontrolną do badań na obecność pierwotniaków jelitowych

Rozmazy kału zawierającego znane pierwotniaki, takie jak np. *Giardia intestinalis*, *Cryptosporidium* spp. należy utrwalić i wybarwić odpowiednim barwnikiem, preparaty przechowywać w pudełku w temperaturze pokojowej. Można też przechowywać kał o znanej zawartości i liczbie form pasożytniczych przeznaczony do przygotowania próbek kontrolnych, utwalony w PVA (konserwuje trofozoity i cysty) lub w wodnym roztworze formaldehydu (zawiesinę kału w 0,9% NaCl mieszać w stosunku 1:1 z 4% roztworem formaldehydu*, konserwacja cyst, oocyst). Wtedy, w razie potrzeby, wykonuje się rozmazy z kału, a następnie poddaje barwieniu (różne metody barwienia w zależności od gatunku pierwotniaka). Dzięki temu sprawdzić można posiadane i przechowywane barwniki lub też ich nową serię przed rozpoczęciem rutynowego stosowania. Cysty i oocysty pierwotniaków utwalone w wodnym roztworze formaldehydu można oglądać w preparatach mokrych, podbarwionych płynem Lugola. Zalecamy też wykonanie dodatkowej próbki kontrolnej otrzymanej przez zmieszanie

zawiesiny kału w 0,9% NaCl w stosunku 1:1 z 2% roztworem formaldehydu. Po około dwóch miesiącach ocenić w preparatach mokrych jakość utrwalenia cyst i oocyst w obu stężeniach formaldehydu.

* 4% wodny roztwór formaldehydu nazywany jest potocznie 10% formaliną.

7.3. Próbkę kontrolną do badań na obecność helmintów układu pokarmowego i moczowego

Materiał powinien zawierać jaja i/lub larwy helmintów. Kał lub inny materiał zawierający jaja znanych gatunków pasożytów, uzyskany po zagęszczeniu (sedymentacji), utwalić w wodnym roztworze formaldehydu (zawiesinę kału w wodzie lub osad moczu mieszać w stosunku 1:1 z 4% roztworem formaldehydu), natomiast w przypadku zapłodnionych jaj *Ascaris lumbricoides* dodatkowo próbkę kału rozmieszać bezpośrednio w 4% roztworze formaldehydu (wyższe stężenie odczynnika może zapobiec rozwojowi larw). Tak przygotowane próbki kontrolne można przechowywać przez wiele lat. Wyjątkiem są jaja *Ancylostoma duodenale*, *Necator americanus* i *Trichostrongylus* spp., które słabo się utralają. Trudność sprawia również dobre utrwalenie larw nicieni. Można próbować dwa stężenia roztworu formaldehydu, podobnie jak przy utrwalaniu pierwotniaków. Próbkę kontrolną stanowią mokre preparaty wykonane z utwalonego materiału. Dorosłe postacie helmintów lub człony taśmioców z rodzaju *Taenia* najlepiej utwalić w 70 – 75% etanolu, do którego dodaje się 5% glicerolu, co zapobiega stwardnieniu form pasożytniczych.

8. PIŚMIENNICTWO

1. Bench aids for the diagnosis of intestinal parasites. World Health Organization. 2019: 32 p. <https://iris.who.int/handle/10665/324883>.
2. Bench aids for the diagnosis of malaria infections. World Health Organization. 2000: 12 pl. <https://iris.who.int/handle/10665/42195>.
3. Garcia LS. Diagnostic Medical Parasitology. ASM Press, Washington. 2016: 1388 p. doi: 10.1128/9781555819002.
4. Lee JH, Jang JW, Cho CH, et al. False-positive results for rapid diagnostic tests for malaria in patients with rheumatoid factor. J Clin Microbiol. 2014; 52(10): 3784–3787. DOI: 10.1128/JCM.01797-14.
5. Mbabazi P, Hopkins H, Osilo E, et al. Accuracy of two malaria rapid diagnostic tests (RDTs) for initial diagnosis and treatment monitoring in a high transmission setting in Uganda. Am J Trop Med Hyg. 2015; 92(3): 530–536. DOI: 10.4269/ajtmh.14-0180.
6. Myjak P, Głowniak C, Gołąb E, et al. Standardy w zakresie laboratoryjnych czynności w parazytologii medycznej, oceny ich jakości i wartości diagnostycznej oraz laboratoryjnej interpretacji i autoryzacji wyników badań (propozycja). Diagn Lab. 2011; 47(3): 341–351.
7. Myjak P, Nahorski W, Żarnowska-Prymek H, Pietkiewicz H. Przydatność zestawu "Optimal Rapid Malaria Test" do szybkiego rozpoznawania malarii importowanej do Polski. Wiad Parazytol. 2004; 50(2): 193–199.
8. Rogers C, Bain BJ, Garg M, et al. British Society for Haematology guidelines for the laboratory diagnosis of malaria. Br J Haematol. 2022; 197: 271–282. DOI: 10.1111/bjh.18092.
9. Sheel M, Lau CL, Sheridan S, et al. Comparison of Immunochromatographic test (ICT) and filariasis test Strip (FTS) for detecting lymphatic filariasis antigen in American Samoa, 2016. Trop Med Infect Dis. 2021; 6(3): 132. DOI: 10.3390/tropicalmed6030132.

Z wielką uwagą zapoznałam się z wytycznymi dotyczącymi diagnostyki laboratoryjnej w zakresie parazytologii medycznej. Pragnę podkreślić, że dokument ten odznacza się nie tylko niezwykłą aktualnością, lecz także szczegółowością i przystępnością prezentowanych zaleceń.

Wytyczne te wnoszą znaczący wkład w standaryzację procedur diagnostycznych, co ma fundamentalne znaczenie dla zapewnienia jednolitości i jakości badań w różnych laboratoriach. Szczególnie należy docenić uwzględnienie zaawansowanych metod diagnostycznych, takich jak techniki molekularne czy immunochemiczne, które odgrywają kluczową rolę w nowoczesnej diagnostyce parazytologicznej.

Dzięki klarownej strukturze oraz kompleksowemu ujęciu tematu, dokument ten może stanowić niezastąpioną pomoc dla diagnostów laboratoryjnych wykonujących badania z zakresu parazytologii medycznej. Uwzględnienie wszystkich aspektów badania, takich jak pobieranie, przechowywanie oraz analiza próbek, podkreśla wszechstronność i wysoką wartość praktyczną wytycznych.

Wyrażam głębokie uznanie dla wszystkich autorów wytycznych za przygotowanie tak rzetelnego opracowania. Z pewnością przyczyni się ono do poprawy jakości diagnostyki parazytologicznej w naszym kraju.

Prof. dr hab. n. med. Barbara Dołęgowska
Konsultant Krajowy w dziedzinie diagnostyki laboratoryjnej

Z pełnym przekonaniem przesyłam pozytywną opinię dla zaktualizowanych wytycznych w zakresie laboratoryjnych czynności w parazytologii medycznej, tak potrzebnych w środowisku diagnostów laboratoryjnych zajmujących się parazytologią. Obecnie obowiązujące standardy w zakresie laboratoryjnych czynności w parazytologii medycznej, oceny ich jakości i wartości diagnostycznej oraz laboratoryjnej interpretacji i autoryzacji wyników badań (propozycje) zostały opracowane w 2011 roku i bez wątpienia wymagały aktualizacji i weryfikacji.

Wyżej wymienione wytyczne zostały opracowane przez zespół ekspertów, uznanych naukowców i praktyków w zakresie parazytologii medycznej i diagnostyki chorób pasożytniczych. Zawierają one, opracowane na podstawie doświadczenia autorów i aktualnej wiedzy, zalecenia dotyczące zasad pobierania, transportu, konserwacji i przechowywania materiału biologicznego oraz doboru metod diagnostycznych, a także informacje związane z kontrolą jakości w medycznym laboratorium diagnostycznym o profilu parazytologicznym.

Z nadzieją, że przygotowane przez najlepszych specjalistów, znowelizowane zalecenia i wytyczne, które dotyczą laboratoryjnych czynności w parazytologii medycznej, zyskają poparcie odpowiednich gremiów, a tym samym staną się pomocne w codziennej pracy laboratoriów diagnostycznych i będą gwarancją jakości prowadzonych w nich badań.

dr hab. Joanna Hildebrand, prof. UWr
Prezes Polskiego Towarzystwa Parazytologicznego

Z prawdziwą radością przyjąłam informację o ukazaniu się nowych wytycznych Polskiego Towarzystwa Diagnostyki Laboratoryjnej oraz Polskiego Towarzystwa Parazytologicznego w zakresie laboratoryjnych czynności w parazytologii medycznej. Opracowany dokument był bardzo oczekiwany przez samorząd zawodowy diagnostów laboratoryjnych. Przygotowane wytyczne będą dużym wsparciem dla diagnostów laboratoryjnych zajmujących się diagnostyką parazytologiczną, a ich wdrożenie przyczyni się do znaczącego podniesienia jakości wykonywania czynności medycyny laboratoryjnej w obszarze parazytologii medycznej.

Przekazuję serdeczne podziękowania dla Polskiego Towarzystwa Diagnostyki Laboratoryjnej oraz Polskiego Towarzystwa Parazytologicznego za przygotowanie tego bardzo ważnego i wyjątkowego dokumentu.

W szczególności dziękuję całemu Zespołowi Ekspertów, w skład którego weszli także członkowie Komisji ds. Parazytologii Medycznej, działającej przy Krajowej Radzie Diagnostów Laboratoryjnych, za ich niezwykle wkład, zaangażowanie oraz trud w stworzenie i opracowanie tych wytycznych.

Bardzo cieszę się, że Krajowa Izba Diagnostów Laboratoryjnych mogła wspierać powstanie tego dokumentu.

dr n. med. Monika Pintal-Ślimak
Prezes Krajowej Rady Diagnostów Laboratoryjnych