 Szpital Uniwersytecki w Krakowie	INSTRUKCJA	I-P-ZM-02/11
	Pobieranie i przechowywanie materiałów do badań parazytologicznych	Wydanie V <i>nr wydania</i>
		23.02.2024 <i>data opracowania</i>
		Strona: 1 z 9

1. Cel i zakres

1.1. Celem Instrukcji jest:

- standaryzacja fazy przedlaboratoryjnej badań mikrobiologicznych;
- zapewnienie oczekiwanej wartości diagnostycznej pozyskanych próbek materiału.

1.2. Przedmiotem Instrukcji są zasady postępowania medycznego i diagnostycznego, (mikrobiologicznego) kluczowe przy realizacji działań związanych z przygotowaniem pacjenta oraz z pobraniem, oznakowaniem i zabezpieczeniem próbek do mikrobiologicznych badań laboratoryjnych.

1.3. Instrukcja dotyczy personelu medycznego:

- Oddziałów Klinicznych SU/NSSU,
- Poradni przyklinicznych,
- Punktów pobrań i gabinetów zabiegowych,
- Podmiotów uprawnionych związanych i niezwiązanych umową na świadczenie badań laboratoryjnych.

2. Definicje i terminologia

2.1. Mikrofilarie - larwy nicieni żyjące w tkankach (m.in. [Wuchereria bancrofti](#), [Brugia malayi](#), [Onchocerca volvulus](#) i [Mansonella ozzardi](#)). Wywołują przewlekłe choroby pasożytnicze kręgowców (prócz ryb) tzw. **Filariozy**.

2.2. Preparat mikroskopowy - specjalnie przygotowane materiały biologiczne (m.in.: skrawki tkanek uzyskane przy pomocy mikrotomu, rozmazy, wymazy) przygotowane do obserwacji mikroskopowej.

2.3. Zarodźce malarii - pierwotniaki z rodzaju *Plasmodium* wywołujące malarię.


2.4. Badanie koproskopowe - badanie kału wykonywane w diagnostyce chorób pasożytniczych

2.5. Schistosomoza - ([łac.](#) schistosomatosi, bilharziosis, [ang.](#) schistosomiasis) nazwa grupy [chorób pasożytniczych](#) wywoływanych przez [rozdzielnopłciowe przywry](#) z rodzaju *Schistosoma* ([Schistosoma haematobium](#), [S. mansoni](#), *S. intercalatum*, *S. japonicum* i *S. mekongi*).

3. Opis postępowania

3.1. Badanie w kierunku *Plasmodium spp.*, *Babesia spp.*, *Trypanosoma spp.* - preparaty mikroskopowe wykonane techniką cienkiego rozmazu i grubej kropli / krew włośniczkowa pełna

- 1) Przygotować 6 szkiełek podstawowych (dla jednego pacjenta, 2 „grube krople”, 4 cienkie rozmazy).
- 2) Umyć dłonie pacjenta i osuszyć jednorazowym ręcznikiem.
- 3) Wykonać higieniczną dezynfekcję rąk.

 Szpital Uniwersytecki w Krakowie	INSTRUKCJA	I-P-ZM-02/11
	Pobieranie i przechowywanie materiałów do badań parazytologicznych	Wydanie V <i>nr wydania</i>
		23.02.2024 <i>data opracowania</i>
		Strona: 2 z 9


- 4) Założyć rękawice medyczne niesterylne.
- 5) Powierzchnię opuszek palców zdezynfekować jałowym gazikiem typu Leko, fabrycznie konfekcjonowanym (np. z włókniny wiskozowo-poliestrowej), nasączonym preparatem alkoholowym (!). Nie stosować bawełnianych gazików z uwagi na ryzyko wystąpienia artefaktów (!).
- 6) Odczekać do całkowitego wyschnięcia opuszki!
- 7) Nakłuć opuszkę palca sterylnym lancetem / igłą / nakłuwaczem.
- 8) Nanieść po 1 kropli krwi wielkości główki od zapałki (2-3µl) na końce czterech szkiełek podstawowych, szlifowanych. Używać szkiełek o wymiarach 76×26×1 mm, bez zadrapań, czystych, suchych i odtłuszczanych w 70% alkoholu etylowym przez 24 godz. Zaznaczyć kolejność szkiełek.
- 9) Naniesioną kroplę niezwłocznie rozmaszać krawędzią innego szkiełka podstawowego, trzymanego pod kątem 35°–45° tak, aby otrzymać równomierną warstwę krwinek. Rozmaz pozostawić do wyschnięcia w temperaturze pokojowej na ok. 30 minut.
- 10) Wykonać preparaty metodą „grubej kropli”. W tym celu nanieść po 1 kropli krwi (4-5µl) na środek dwóch pozostałych szkiełek podstawowych. Rogiem innego szkiełka podstawowego rozmaszać kroplę do wielkości 1-1,5 cm, rozcierać 30 sekund, następnie pozostawić szkiełka do całkowitego wyschnięcia w temperaturze pokojowej na około 30 minut.
- 11) Preparaty opisane i zabezpieczone przed zniszczeniem, dostarczyć w możliwie najkrótszym czasie w przeznaczonych do tego celu plastikowych pojemniczkach na szkiełka podstawowe / preparaty mikroskopowe.

Uwagi:

- Zalecane jest pobieranie krwi włośniczkowej pełnej na tzw. „szczyt gorączki”;
- Dopuszcza się wykonanie cienkich rozmazów oraz „grubej kropli” z krwi pełnej pobranej na EDTA dostarczonej do 30 min. od pobrania;
- Czyste i odtłuszczone szkiełka podstawowe dostępne są w Zakładzie Mikrobiologii po wcześniejszym uzgodnieniu odbioru;
- Instrukcje wizualne wykonywania rozmazów zostały udostępnione na stronach internetowych CDC: <https://www.cdc.gov/dpdx/diagnosticprocedures/blood/specimenproc.html>

3.2. Badanie w kierunku mikrofilarii

- 1) preparaty mikroskopowe wykonane techniką grubej kropli / krew włośniczkowa pełna
 - a) Przygotować 6 szkiełek podstawowych (dla jednego pacjenta).
 - b) Umyć dłonie pacjenta i osuszyć jednorazowym ręcznikiem.
 - c) Wykonać higieniczną dezynfekcję rąk.
 - d) Założyć rękawice medyczne niesterylne.
 - e) Powierzchnię opuszek palców zdezynfekować jałowym gazikiem typu Leko, fabrycznie konfekcjonowanym (np. z włókniny wiskozowo-poliestrowej), nasączonym preparatem

 Szpital Uniwersytecki w Krakowie	INSTRUKCJA	I-P-ZM-02/11
	Pobieranie i przechowywanie materiałów do badań parazytologicznych	Wydanie V <i>nr wydania</i>
		23.02.2024 <i>data opracowania</i>
		Strona: 3 z 9


alkoholowym (!). Nie stosować bawełnianych gazików z uwagi na ryzyko wystąpienia artefaktów (!).

- f) Odczekać do całkowitego wyschnięcia opuszki (!).
 - g) Nakłuć opuszkę palca sterylnym lancetem / igłą / nakłuwaczem.
 - h) Wykonać preparaty metodą „grubej kropli”. W tym celu nanieść po 1 kropli krwi (4-5µl) na środek sześciu szkiełek podstawowych. Rogiem innego szkiełka podstawowego rozmazać kroplę do wielkości 1-1,5 cm, rozcierać 30 sekund, następnie pozostawić szkiełka do całkowitego wyschnięcia w temperaturze pokojowej na około 30 minut.
- 2) Preparaty opisane i zabezpieczone przed zniszczeniem, dostarczyć w możliwie najkrótszym czasie w przeznaczonych do tego celu plastikowych pojemniczkach na szkiełka podstawowe / preparaty mikroskopowe.

3.3. Badanie w kierunku mikrofilarii / krew żylna EDTA

- 1) Przygotować:
 - a) zestaw aspiracyjny oraz 4 probówki próżniowe z dodatkiem antykoagulantu EDTA,
 - b) sterylne gaziki oraz preparat do dezynfekcji skóry,
 - c) rękawice medyczne niesterylne,
 - d) opaskę uciskową,
 - e) pojemnik na odpady medyczne zakaźne ostre.
- 2) Opisać probówki z podaniem daty i godziny pobrania.
- 3) Przeprowadzić higieniczną dezynfekcję rąk.
- 4) Założyć rękawice medyczne niesterylne jednorazowego użycia.
- 5) Wybrać miejsce z którego chcemy pobrać krew (miejsce wolne od urazów i zmian skórnych).
- 6) Założyć opaskę uciskową.
- 7) Okolicę miejsca wkłucia zdezynfekować sterylnym gazikiem nasączonym preparatem do dezynfekcji skóry wykonując ruchy odśrodkowe. Odczekać do odparowania środka dezynfekcyjnego i wyschnięcia skóry (!).
- 8) Pobrać krew z pojedynczego wkłucia żylnego, nie dotykając miejsca zdezynfekowanego. Krew pobrać w ilości: dorośli 3-5 ml.
- 9) Po pobraniu odpowiedniej objętości krwi zdjąć opaskę uciskową, usunąć igłę z żyły pacjenta i umieścić w pojemniku twardościennym.
- 10) Zabezpieczyć miejsce wkłucia sterylnym gazikiem.
- 11) Bezpiecznie zdjąć rękawice medyczne.
- 12) Wykonać higieniczną dezynfekcję rąk.
- 13) Próbki przygotować do transportu.

Uwagi:

 Szpital Uniwersytecki w Krakowie	INSTRUKCJA	I-P-ZM-02/11
	Pobieranie i przechowywanie materiałów do badań parazytologicznych	Wydanie V <i>nr wydania</i>
		23.02.2024 <i>data opracowania</i>
		Strona: 4 z 9

- Materiał do badania w kierunku mikrofilarii należy pobrać dwukrotnie w ciągu doby, tj. pomiędzy godziną 11:00 a 14:00 oraz pomiędzy godziną 23:00 a 2:00 w nocy z uwagi na periodyczność występowania różnych gatunków mikrofilarii w układzie krwionośnym;
- Czyste i odtłuszczone szkiełka podstawowe dostępne są w Zakładzie Mikrobiologii po wcześniejszym uzgodnieniu odbioru.
- W przypadku transportu pocztą pneumatyczną, krew na EDTA oraz plastikowe pojemniczki na szkiełka podstawowe / preparaty mikroskopowe należy dodatkowo zabezpieczyć np. zawinięcie w folię bąbelkową.

3.4. Szybki test do wykrywania zarażenia zarodźcami malarii - krew żylna EDTA

1) Postępować zachowując kolejność czynności opisanych w I-P-ZM-02/01 **pkt. 3.5.**

Uwagi:

- Krew pełną dostarczyć do 1h, optymalnie w możliwie najkrótszym czasie od pobrania.

3.5. Badanie koproskopowe / kał

1) Przygotowanie pacjenta

a) Pacjenta zaopatrzyć:

- w rękawice medyczne niesterylne;
- w naczynie jednorazowego użytku np. suchy, czysty pojemnik, podkładka, basen lub inne;
- w pojemnik ze szpatułką / wcześniej opisany.

b) Poinformować chorego o konieczności całkowitego opróżnienia pęcherza,

c) Pouczyć o konieczności umycia rąk przed i po pobraniu materiału,

2) Sposób pobrania


a) Chory powinien oddać kał do naczynia jednorazowego użytku (np. podkładka, basen lub inne),

b) Za pomocą szpatułki przytwierdzonej do nakrętki jałowego pojemnika transportowego należy pobrać próbki z oddanego kału z kilku różnych miejsc np. ze środka i dwóch końców stolca łącznie z krwią lub śluzem (jeśli dotyczy),

c) Materiał umieścić w suchym pojemniku ze szpatułką. W miarę możliwości wypełnić pojemnik w ilości $\frac{1}{4}$ do $\frac{1}{2}$ objętości. Przy stolcu płynnym należy pobrać próbkę o objętości około 2 – 3 ml. Próbka stolca nie powinna zawierać domieszki moczu (!),

d) Pojemnik należy szczelnie zamknąć unikając kontaktu z wewnętrzną stroną nakrętki,

e) Opisany pojemnik z materiałem pacjent powinien przekazać pielęgniarce dyżurującej lub bezpośrednio do punktu zbiorczego materiałów biologicznych w oddziale.

 Szpital Uniwersytecki w Krakowie	INSTRUKCJA	I-P-ZM-02/11
	Pobieranie i przechowywanie materiałów do badań parazytologicznych	Wydanie V <i>nr wydania</i>
		23.02.2024 <i>data opracowania</i>
		Strona: 5 z 9

3.6. Kał na obecność oocyst *Cryptosporidium* spp., *Cyclospora* spp., *Isospora* spp., larw tropikalnych nicieni, członów tasiemców.

- 1) Kał pobrać jak do badania koproskopowego zachowując kolejność czynności opisanych w **pkt. 3.5.** niniejszej procedury.

3.7. Kał na obecność koproantygeny *Giardia* / koproantygeny *Cryptosporidium*.

- 1) Kał pobrać jak do badania koproskopowego zachowując kolejność czynności opisanych w **pkt. 3.5.** niniejszej procedury.


Uwagi:

- Kał do w/w badań pobierać 3-krotnie w odstępach 3-4 dni;
- W przypadku badań parazytologicznych kału, każdy kierunek badania wymaga pobrania i dostarczenia oddzielnego pojemnika z próbką materiału. Np.: W sytuacji gdy lekarz zleci 3 kierunki badań (np: I. pakiet- pasożyty jelitowe człowieka, II. Ag *Giardia intestinalis* (Elisa), III. hodowla w kierunku larw nicieni) należy pobrać 3 oddzielne pojemniki z próbką kału. Każdy z pojemników należy oznaczyć osobnym kodem oraz opisać danymi pacjenta (!). Takie pobranie materiału gwarantuje optymalną ilość próbki do badania, jego jednoznaczną identyfikację w systemie, ponadto umożliwia prawidłowe postępowanie z pobraną próbką. 2.8.3. Każdy z kierunków badań wymaga, zgodnie z obowiązującymi standardami, odrębnego sposobu postępowania z materiałem np. natychmiastowe zamrożenie próbki.
- W przypadku kału biegunkowego w czasie 40 minut od pobrania!
- W przypadku przedłużającego się transportu pobraną próbkę kału umieścić w lodówce w temperaturze od +2°C do +8°C / nie dotyczy kału biegunkowego (!).
- Kał do badania molekularnego w kierunku *Entamoeba histolytica*/*Entamoeba dispar*, utrwalić w 70% do 99,8% v/v EtOH (1 część kału + 4 części alkoholu) i zabezpieczyć w probówkach typu Falcon. Tak zabezpieczony materiał dostarczyć wraz z odpowiednim i kompletnie wypełnionym skierowaniem z właściwej Jednostki organizacyjnej do Zakładu Diagnostyki w celu przesłania do ośrodka referencyjnego.
- W przypadku transportu pocztą pneumatyczną, plastikowe pojemniki z kałem należy umieścić w oddzielnych woreczkach transportowych.

3.8. Wymaz okołoodbytniczy w kierunku owsicy / bagietka z celofanem, wymazówka parazytologiczna

1) Pobranie przy pomocy wymazówki parazytologicznej:

- a) Założyć rękawice medyczne niesterylne.
- b) Wykonać wymaz przy użyciu specjalnego zestawu tzw. „wymazówki parazytologicznej” dostępnej w Zakładzie Mikrobiologii SU.

 Szpital Uniwersytecki w Krakowie	INSTRUKCJA	I-P-ZM-02/11
	Pobieranie i przechowywanie materiałów do badań parazytologicznych	Wydanie V <i>nr wydania</i>
		23.02.2024 <i>data opracowania</i>
		Strona: 6 z 9

- c) Wyjąć bagietkę z pojemnika i koniec z celofanem zwilżyć letnią, przegotowaną wodą, tak aby lekko zwilżyć celofan. Nie zdejmować celofanu z bagietki (!).
- d) Bagietkę wziąć do jednej ręki, a drugą ręką rozchylić fałdy odbytu. Końcem bagietki z celofanem wymazać śluzówkę odbytu i fałdy skóry otaczające odbyt. Nie wkładać bagietki do środka odbytnicy (!).
- e) Bagietkę z celofanem włożyć do pojemnika nie dotykając ścian naczynia.
- f) Pojemnik szczelnie zamknąć.
- g) Materiał przygotować do transportu.

3.9. Wymaz okołodbytniczy w kierunku owsicy / przylepiec

- 1) Założyć rękawice medyczne niesterylne.
- 2) Odchylić folię zabezpieczającą szkiełko podstawowe.
- 3) Przyłożyć szkiełko podstawowe, z odsłoniętą warstwą klejącą, w kilka miejsc w okolicy odbytu (warstwa klejąca szkiełka podstawowego powinna mieć kontakt ze skórą pacjenta).
- 4) Po dokonaniu wymazu warstwę klejącą szkiełka podstawowego nakryć wcześniej zdjętą folią zabezpieczającą.

Uwagi:


Materiał najlepiej pobrać między godziną 22⁰⁰-23⁰⁰ w nocy lub rano zaraz po przebudzeniu przed poranną toaletą i przed wypróżnieniem – najlepiej po spoczynku nocnym.

3.10. Formy dorosłe pasożytów

Człony tasiemców, obleńce umieścić i dostarczyć osobno w wodzie lub soli fizjologicznej w odrębnym, plastikowym pojemniku z szeroką szyją i z zakrętką.

3.11. *Demodex* spp.

- 1) Rzęsy w kierunku *Demodex* spp.
 - a) Rzęsy do badania parazytologicznego pobiera lekarz lub pielęgniarka, a także doświadczony diagnosta laboratoryjny, po wcześniejszym uzgodnieniu z Pracownią Parazytologii.
 - b) Materiał do badań (tj.: rzęsy, brwi, włosy ze skóry głowy) należy pobrać (wyrwać wraz z cebulką) sterylną pęsetą. Zaleca się pobranie więcej niż jednego materiału np.: minimum po trzy rzęsy z powieki dolnej i po trzy rzęsy z powieki górnej oka prawego i oka lewego.
 - c) Pobrany materiał umieścić w probówce z minimum 2 ml soli fizjologicznej.
 - d) Pojemnik szczelnie zamknąć, unikając kontaktu z wewnętrzną stroną nakrętki.
 - e) Osuszyć zewnętrzną powierzchnię pojemnika, jeżeli nastąpiło zabrudzenie.
- 2) Zeskrobiny skórne w kierunku *Demodex* spp.
 - a) Zeskrobiny skórne do badania parazytologicznego pobiera lekarz lub pielęgniarka. Materiał do badań tj. zeskrobiny skórne należy pobrać z miejsce zmienionych. Zaleca się pobranie materiału z więcej niż z jednego miejsca.

 Szpital Uniwersytecki w Krakowie	INSTRUKCJA	I-P-ZM-02/11
	Pobieranie i przechowywanie materiałów do badań parazytologicznych	Wydanie V <i>nr wydania</i>
		23.02.2024 <i>data opracowania</i>
		Strona: 7 z 9

- b) Pobrany materiał umieścić na szalce Petriego z minimum 2 ml soli fizjologicznej.
- c) Pojemnik szczelnie zamknąć (szalkę Petriego zakleić dookoła taśmą lub plastrem, aby zawartość nie wyciekła), unikając kontaktu z wewnętrzną stroną szalki.
- d) Osuszyć zewnętrzną powierzchnię pojemnika, jeżeli nastąpiło zabrudzenie.

Uwagi:

- W dniu pobrania pacjent powinien przemyć twarz wodą, nie stosować maści, kremów, nie malować się;
- Sztuczne rzęsy nie są materiałem do badania.

3.12. Odcisk skórny w kierunku *Leishmania spp.*

Odcisk skórny do badania parazytologicznego pobiera wyłącznie lekarz w asyście diagnosty laboratoryjnego w O/K Dermatologii po wcześniejszym uzgodnieniu z Pracownią Parazytologii.

3.13. Mocz w kierunku schistosomozy


- 1) Przygotowanie pacjenta
 - a) Pacjenta zaopatrzyć w sterylny, pojemnik o szerokiej szyi wcześniej opisany.
 - b) Poinformować chorego o zasadach pobrania materiału do badania oraz o sposobie uzyskania właściwej próbki.
- 2) Sposób pobrania
 - a) Umyć ręce wodą i mydłem, osuszyć jednorazowym ręcznikiem papierowym,
 - b) Oddać pierwszą porcję moczu, a następnie, nie przerywając strumienia, pobrać końcową partię oddawanego moczu bezpośrednio do sterylnego, plastikowego pojemnika o szerokiej szyi, nie dotykając brzegów, ani wewnętrznej powierzchni pojemnika. Materiał do badania jest najbardziej wiarygodny, jeśli został oddany po wcześniejszym lekkim, 15-minutowym wysiłku fizycznym,
 - c) Pojemnik szczelnie zamknąć, unikając kontaktu z wewnętrzną stroną nakrętki. Osuszyć zewnętrzną powierzchnię pojemnika, jeżeli nastąpiło zabrudzenie moczem,
 - d) Pobrany materiał pacjent powinien przekazać pielęgniarce dyżurującej lub bezpośrednio do punktu zbiorczego materiałów biologicznych w oddziale.

Uwagi:

- Optymalnie do badania przeznaczyć mocz pobrany w godzinach od 10:00 do 14:00;
- W przypadku transportu pocztą pneumatyczną, plastikowe pojemniczki na mocz należy szczelnie zamknąć i umieścić w osobnych woreczkach transportowych.

3.14. Żółć, płyny z nakłuc i biopsji (w kierunku *Echinococcus spp.*) do badań parazytologicznych

- 1) Płyny z nakłuc i biopsji (w kierunku *Echinococcus spp.*) pobiera tylko i wyłącznie lekarz!. Materiał pobierany jest zgodnie z procedurami obowiązującymi w NSSU.

 Szpital Uniwersytecki w Krakowie	INSTRUKCJA	I-P-ZM-02/11
	Pobieranie i przechowywanie materiałów do badań parazytologicznych	Wydanie V <i>nr wydania</i>
		23.02.2024 <i>data opracowania</i>
		Strona: 8 z 9

- 2) Żółć, płyny z nakłuć i biopsji (w kierunku *Echinococcus spp.*) dostarczyć niezwłocznie po pobraniu (!).
- 3) Płyn z biopsji cienkoigłowej wątroby do badań molekularnych w kierunku *Echinococcus granulosus* / *Echinococcus multilocularis* zamrozić w temperaturze minus -20°C . Tak zabezpieczony materiał dostarczyć wraz z odpowiednim skierowaniem z właściwej Jednostki organizacyjnej do Zakładu Diagnostyki w celu przesłania do ośrodka referencyjnego.

3.15. Wymaz z pochwy/cewki w kierunku *Trichomonas vaginalis*

- 1) Materiał do badania pobierany jest zgodnie z procedurami obowiązującymi w NSSU
- 2) Po pobraniu wymazu wacik umieścić w opakowaniu, dostarczonym przez Zakład Mikrobiologii.


3.16. Metodologia pobrania / *krew „na EDTA”/ krew na „skrzep”/ krew na „cytrynian” w kierunku badań serologicznych wykonywanych na Pracowni Parazytologii

- 1) Materiał do badań pobrać zgodnie z obowiązującymi w NSSU procedurami
- 2) Wykaz badań

<i>PRACOWNIA PARAZYTOLOGII</i>
A. Parazytologiczne badania serologiczne wykonywane w pełnej krwi pobranej na EDTA:
Szybki test immunochromatograficzny w kierunku <i>Plasmodium sp.</i>
B. Parazytologiczne badania serologiczne wykonywane w surowicy i krwi pobranej na cytrynian:
anty – <i>Ascaris lumbricoides</i> IgG anty – <i>Echinococcus sp.</i> IgG anty – <i>Echinococcus sp.</i> – test potwierdzający anty – <i>Entamoeba histolytica</i> IgG anty – <i>Toxocara canis</i> IgG anty – <i>Schistosoma mansoni</i> IgG
C. Dodatkowe badania serologiczne wykonywane w surowicy:
anty- Zika (ZIKV) IgG anty- Zika (ZIKV) IgM anty- Dengua (DF,DHF) IgG anty- Dengua (DF,DHF) IgM

- 3) Czas i warunki transportu próbek krwi w kierunku badań serologicznych

Uwagi:

 Szpital Uniwersytecki w Krakowie	INSTRUKCJA	I-P-ZM-02/11
	Pobieranie i przechowywanie materiałów do badań parazytologicznych	Wydanie V <i>nr wydania</i>
		23.02.2024 <i>data opracowania</i>
		Strona: 9 z 9

- Krew pełną dostarczyć w ciągu 3 godzin od pobrania. Przy braku możliwości szybkiego transportu odwirowane (4000 rpm, 10 minut) i oddzielone osocze dostarczyć w najkrótszym możliwym czasie w temp. od +2°C do +8°C.
- Osocze/surowice przechowywać w temp. od +2°C do +8°C maksymalnie do 72 godzin od pobrania. W przypadku konieczności dłuższego przechowania, osocze/surowice zamrozić w temperaturze od -20°C do -80°C, jednak nie dłużej niż miesiąc

3.17. Przechowywanie, czas i warunki transportu materiałów do badań parazytologicznych

Warunki przechowywania próbek, ich transportu i czasu dostarczenia określono w załączniku **ZAL-P-ZM-02** *Warunki przechowywania i transportu materiału do badań wykonywanych w Zakładzie Mikrobiologii.*