DOBRE PRAKTYKI W DIGITALIZACJI ZBIORÓW ZOOLOGICZNYCH

WYBRANE ZAGADNIENIA

Redakcja naukowa
Dariusz Iwan
Marcin Warchałowski

Warszawa-Zakopane 2024

Dobre praktyki w digitalizacji zbiorów zoologicznych
Wybrane zagadnienia

Powstanie książki zostało sfinansowane z projektu Muzeum Tatrzańskiego im. Dra Tytusa Chałubińskiego w Zakopanem pod tytułem „Cyfrowa Natura". Pozyskanego z Krajowego Planu Odbudowy i Zwiększenia Odporności, w Programie wspierania działalności podmiotów sektora kultury i przemysłów kreatywnych na rzecz stymulowania ich rozwoju, sfinansowanego przez Narodowy Instytut Muzyki i Tańca, w ramach środków pochodzących z Unii Europejskiej NextGenerationEU.

Wydawca
Muzeum i Instytut Zoologii PAN
ul. Twarda 51/55, 00-818 Warszawa
e-mail: darek@miiz.waw.pl

Publikacja wydana pod auspicjami
Stowarzyszenia Muzeów Uczelnianych

Recenzenci
Roland Dobosz, Wiesław Krzemiński

Dtp
Andrzej Bartha

Okładka
Iwona Klimaszewska

Korekta
Joanna Ziółkowska-Krzywda

Strony internetowe
https://muzeumtatrzanskie.pl/
http://muzeauczelniane.pl
https://miiz.waw.pl/pl/

© Copyright by Muzeum Tatrzańskie im. Dra Tytusa Chałubińskiego
© Copyright by Muzeum i Instytut Zoologii PAN

ISBN 978-83-88147-29-6

Dobre praktyki w digitalizacji zbiorów zoologicznych
Wybrane zagadnienia

Redakcja naukowa
Dariusz Iwan, Marcin Warchałowski

Warszawa-Zakopane 2024

Muzeum Tatrzańskie im. Dra Tytusa Chałubińskiego, założone ponad 135 lat temu, oparto na trzech głównych kolekcjach: przyrodniczej, etnograficznej i sztuki. Ta przyrodnicza, ze względu na specyfikę obiektu badań, skupia się na dokumentacji fauny i flory Tatr. Zbiory przyrodnicze Muzeum, w których znajduje się dorobek badawczy naszego patrona, stanowią unikatowe źródło wiedzy o środowisku górskim. Różnorodność i bogactwo tych zbiorów wymaga jednak specjalistycznego podejścia, odmiennego od typowych metod stosowanych w przypadku artefaktów kulturowych. Niniejsza publikacja jest efektem interdyscyplinarnych badań nad optymalnymi strategiami opracowania i udostępnienia zbiorów przyrodniczych oraz ich dokumentacji z użyciem współczesnych metod i standardów cyfrowych. Współpraca z innymi instytucjami zajmującymi się podobną tematyką umożliwiła zebranie szerokiego spektrum doświadczeń i perspektyw. Przedstawione w niniejszym opracowaniu wyniki badań i dyskusji mają na celu zainicjowanie szerszej debaty na temat cyfryzacji i udostępniania zbiorów przyrodniczych w muzeach. Powstanie tego wydawnictwa stanowi ważny głos w debacie muzealnej, za co bardzo dziękuję wszystkim autorom tekstów i uczestnikom towarzyszących dyskusji podczas organizowanych konferencji.

Michał Murzyn
Dyrektor Muzeum Tatrzańskiego
im. Dra Tytusa Chałubińskiego w Zakopanem

Spis treści

Marcin Warchałowski
Wstęp 9
Katarzyna Kopeć, Marcin Warchałowski, Dariusz Iwan
Placówki muzealne i zbiory przyrodnicze w Polsce, stan obecny, wyzwania na przyszłość 13
Dariusz Iwan
Badania naukowe w muzeach przyrodniczych, bioróżnorodność w czasie i przestrzeni 21
Dominika Mierzwa-Szymkowiak, Marcin Jan Kamiński, Marcin Raś
Digitalizacja kolekcji ślimaków, zastosowanie technik obrazowania 2D i 3D 37
Łukasz Przybyłowicz
Organizacja kolekcji owadów i metody ich digitalizacji 47
Katarzyna Kopeć
Specyfika digitalizacji materiału paleontologicznego 63
Jan Kotusz, Marcin Raś, Grzegorz Skórzewski, Jacek Stefaniak, Tomasz Skawiński, Dariusz Iwan
Preparaty mokre, specyfika konserwacji i digitalizacji 79
Marcin Warchałowski, Jan Cichocki
Metody digitalizacji eksponatów z kolekcji zwierząt kręgowych 101
Marcin Jan Kamiński, Arkadiusz Cegliński, Marcin Raś
Digitalizacja kości i skór 117
Michał Grabowski, Tomasz Rewicz, Piotr Gadawski, Grzegorz Tończyk, Marek Michalski, Monika Patrzyk, Marcin Jan Kamiński
Procedury pobierania i opracowywania prób genetycznych z kolekcji muzealnych do celów barkodingu DNA 131
Dariusz Iwan, Sebastian Tarcz
Zbiory muzealne oraz żywe kolekcje jako banki genów w badaniach biologicznych i biomedycznych 145
Rafał Garlacz
Ewidencja, inwentaryzacja i katalogowanie zbiorów zoologicznych 161

Wstęp

Digitalizacja kolekcji zoologicznych. Szybki rozwój technologii cyfrowych oraz Internetu umożliwił muzeom przyrodniczym upublicznienie ich licznych, często delikatnych, a przez to trudnych w eksponowaniu zasobów. Ta szansa stała się także wyzwaniem, zwłaszcza w krajowych realiach, gdzie brakowało odpowiednich norm i wzorców do naśladowania. Mimo to kilka jednostek podjęło to ambitne przedsięwzięcie, realizując mniejsze lub większe projekty cyfryzacji własnych kolekcji. Zadanie to byłoby trudniejsze do spełnienia bez licznych kontaktów oraz konsultacji i spotkań prowadzonych przez najprężniej działające jednostki muzealne i placówki naukowe posiadające zbiory przyrodnicze.

W latach 2021–2024, z inicjatywy **prof. dr hab. Dariusza Iwana**, odbyło się pięć konferencji – w Warszawie, Krakowie, Bytomiu i Zakopanem. Podczas tych spotkań omówiono różnorodne kwestie związane z kolekcjonowaniem, budową wystaw, inwentaryzacją, konserwacją czy właśnie sposobem prowadzenie projektów digitalizacyjnych. Te wydarzenia stały się ważnym forum wymiany doświadczeń i wiedzy, a także impulsem do wprowadzenia nowych standardów w zarządzaniu i digitalizacji zbiorów przyrodniczych.

Po konferencji zorganizowanej w 2024 roku **w Muzeum Tatrzańskim im. Dra Tytusa Chałubińskiego**, zespół składających się z przedstawicieli Muzeum i Instytutu Zoologii PAN w Warszawie, Instytut Systematyki i Ewolucji Zwierząt PAN w Krakowie, Uniwersytetu Wrocławskiego, Uniwersytetu Jagielińskiego oraz Muzeum Górnośląskiego w Bytomiu i Muzeum Tatrzańskiego opracował pierwsze dokumenty, między innymi definiujące zagadnienie digitalizacji.

Digitalizacja *to przeniesienie informacji zawartej w okazach czy obiektach kolekcji naukowych na formę cyfrową. Najczęściej można ją podzielić na dwa główne typy:*

a) pozyskanie danych merytorycznych i zapisanie ich w komputerowych bazach danych oraz,

b) stworzenie cyfrowego odwzorowania struktury (kształt, barwa) obiektu wraz z towarzyszącymi mu nośnikami informacji (etykiety, fiszki, notatki itp.).

W wielu przypadkach obie wyżej wymienione formy digitalizacji prowadzone są równocześnie.

***Digitalizacja kolekcji naukowych** jest niezwykle szeroką dziedziną wiedzy i wiąże się z różnorodnymi działaniami. Ogólnie proces digitalizacji można podzielić na określone etapy:*

– planowanie – digitalizacja masowa dużej liczby różnych obiektów, digitalizacja mniejszej liczby określonego typu obiektów, digitalizacja na zamówienie (np. badacza prowadzącego określone badania), digitalizacja związana z rutynowymi działaniami kuratorów kolekcji (uzupełnianie baz danych nabytków itp.);

– znaczenie – jakich informacji mogą dostarczyć digitalizowane obiekty/kolekcje, jak dokładne są to dane w kontekście oczekiwanych rezultatów, jaki jest cel konkretnego projektu digitalizacyjnego;

– jakość – sposób wykonania dokumentacji zdjęciowej (1 zdjęcie, stacking, 3D images, wykonanie archiwum zdjęciowego dużych obiektów), określenie szczegółowości baz danych;

– koszty – sprzęt do bezpośredniej digitalizacji (aparat cyfrowy, skaner 3D, tomograf µCT) zatrudnienie osób do digitalizacji, koszt przygotowania baz danych, postprocessing, materiały i chemikalia do przygotowania obiektów, zaplecze lokalowe (pracownia digitalizacyjna), koszt archiwizacji (dyski przenośne, dyski wirtualne, repozytoria danych), nadzór merytoryczny;

– wykonanie – czas trwania z rozbiciem na przygotowanie obiektów, otrzymanie danych surowych i ich obróbkę, sprawdzanie jakości danych.

Działania te zmotywowały nasz zespół do kontynuacji pracy nad podjętymi zagadnieniami.

Poradnik, który trzymają Państwo w ręce, zawiera wiele wciąż niewyczerpanych wątków związanych z digitalizacja zbiorów zoologicznych. Należy pamiętać, że różnorodność kolekcji zoologicznych jest ogromna, ponieważ stanowią one najliczniejszy rodzaj eksponatów w Polsce, a ich liczba szacowana jest na około 35 milionów okazów. Istnieją bowiem różne sposoby preparacji oraz utrwalania materiału biologicznego (preparaty mokre, suche, materiał genetyczny itd.), co z kolei wpływa na sposób ich przechowywania, prezentowania, a zatem i digitalizacji. Można zatem przypuszczać, że w przyszłości powstaną kolejne opracowania, podejmujące podobne zagadnienia.

Biorąc pod uwagę powyższe możliwości, proces digitalizacji kolekcji jest niezwykle istotny dla rozwoju nauki. W 2021 roku opublikowano wyniki projektu, który miał na celu oszacowanie wartości, jaką digitalizacja całej kolekcji Muzeum Historii Naturalnej w Londynie może przynieść gospodarce Wielkiej Brytanii. Szacunki wskazują, że inwestycja w wysokości 200 milionów funtów może

przynieść korzyści rzędu 1,4–2,2 miliarda funtów. Oznacza to, że każdy zainwestowany funt może wygenerować zwrot w postaci od siedmiu do dziesięciu funtów korzyści społecznych[1].

Warto też mieć świadomość, że digitalizacja pozwala na przeniesienie części kwerend lub zapytań dotyczących zbiorów do świata cyfrowego, w którym nie istnieją ograniczenia przestrzenne. W efekcie znacząco skraca się czas prowadzenia badań oraz ogranicza konieczność dalekich podróży. Istotnym aspektem jest także redukcja śladu węglowego generowanego podczas realizacji badań. Ponadto, dane udostępniane przez muzealników mogą być wykorzystywane nie tylko przez pasjonatów, ale także przez nowoczesne narzędzia, takie jak sztuczna inteligencja, co dodatkowo zwiększa ich wartość i zastosowanie. Dalszym efektem naszych działań było moje wystąpienie, jako reprezentanta Muzeum Tatrzańskiego w Zakopanem, z wnioskiem o dofinansowanie naszych spotkań ze środków zewnętrznych oraz próba wydania wspólnych opracowań. Udało się także pozyskać środki na realizację filmu popularnonaukowego, który porusza zagadnienia związane z projektami digitalizacji, oraz na organizację konferencji planowanej w Zakopanem.

Mam nadzieje, że nasze dotychczasowe spotkania stanowią jedynie preludium do dalszej działalności na rzecz **polskiego muzealnictwa przyrodniczego** – dziedziny często zaniedbywanej i niezrozumianej. Znaczenie tych kolekcji jest bowiem nierzadko deprecjonowane i pomijane, mimo ich fundamentalnej roli w badaniach naukowych, edukacji oraz ochronie bioróżnorodności.

Marcin Warchałowski

[1] D. Popov i in., 2021, T*he Value of Digitising Natural History Collections*, „Research Ideas and Outcomes" 7. DOI: 10.3897/rio.7.e78844.

Placówki muzealne i zbiory przyrodnicze w Polsce, stan obecny, wyzwania na przyszłość

Katarzyna Kopeć, Marcin Warchałowski, Dariusz Iwan

Słowa kluczowe: dziedzictwo naukowe, dziedzictwo kulturowe, Stowarzyszenie Muzeów Uczelnianych, Narodowe Muzeum Techniki, Muzeum Historii Naturalnej

Polskie muzea oraz placówki naukowe posiadają jedne z **najbogatszych i najbardziej różnorodnych zbiorów przyrodniczych w świecie**. Wielomilionowe kolekcje, często liczące ponad 200 lat, zostały utworzone przez wybitnych naukowców i postacie ze świata kultury. Niestety, dziedzictwo to, w przeważającej mierze, nie jest znane szerszemu gronu odbiorców. Stąd jego rola i znaczenie dla polskiego, a także światowego dziedzictwa naukowego oraz kulturowego są niedoceniane lub całkowicie pomijane.

W odpowiedzi na tę sytuację **w środowisku naukowców i muzealników** przyrodniczych zrodziła się potrzeba **wspólnych działań** na rzecz zapewnienia odpowiedniego finansowania, konserwacji, a także pozyskiwania i udostępniania tych cennych kolekcji. Dzięki wieloletniej współpracy i wymianie doświadczeń udało się stworzyć platformę, która umożliwia efektywną wymianę informacji, planowanie wspólnych projektów oraz przygotowywanie dokumentacji związanej z muzealnictwem przyrodniczym.

Dostrzegając te wyzwania, środowisko naukowe i muzealne **podjęło zintegrowane działania** na rzecz opracowania strategii konserwacji, popularyzacji i lepszego zarządzania zbiorami. Wspólne inicjatywy pozwalają nie tylko na skuteczniejsze finansowanie i konserwację kolekcji, lecz także na ich szerokie udostępnianie, co przyczynia się do wzrostu świadomości ich wartości jako **integralnej części polskiego dziedzictwa narodowego**.

Pierwsze spotkanie robocze dotyczące kolekcji przyrodniczych w różnych jednostkach PAN, uniwersytetach oraz muzeach podległych Ministerstwu Kultury i Dziedzictwa Narodowego odbyło się w Warszawie w dniach 17–18 czerwca 2021

roku pod hasłem **„Obecny status placówek muzealnych i zbiorów przyrodniczych w Polsce – uregulowania prawne, źródła finansowania, struktura organizacyjna".** W spotkaniu wzięli udział przedstawiciele siedmiu instytucji:

- Instytut Systematyki i Ewolucji Zwierząt PAN w Krakowie (Katarzyna Kopeć, Łukasz Przybyłowicz, Sebastian Tarcz),
- Instytut Botaniki im. W. Szafera PAN w Krakowie (Lucyna Śliwa, Agnieszka Wacnik),
- Muzeum i Instytut Zoologii PAN w Warszawie (Dariusz Iwan, Marcin Kamiński),
- Muzeum Górnośląskie w Bytomiu (Roland Dobosz),
- Uniwersytet im. A. Mickiewicza w Poznaniu (Bogdan Jackowiak, Jerzy Błoszyk),
- Uniwersytet Warszawski (Wydział Biologii – Piotr Tykarski, Julia Pawłowska, Łukasz Banasiak; Muzeum UW – Hubert Kowalski),
- Uniwersytet Wrocławski (Jacek Stefaniak).

Pierwszy dzień obrad, który odbył się na Wydziale Biologii Uniwersytetu Warszawskiego, poświęcono następującym zagadnieniom:

1. Obecny status kolekcji przyrodniczych – omówiono regulacje prawne, źródła finansowania i strukturę organizacyjną. Szczególną rolę w dyskusji odegrała dr hab. Katarzyna Zalasińska, reprezentująca Ministerstwo Kultury i Sportu.
2. Wykorzystanie zbiorów w badaniach naukowych, w tym analizy molekularne z zastosowaniem metod inwazyjnych.
3. Rola międzynarodowych konsorcjów – zaprezentowano możliwości współpracy opartej na materiałach muzealnych.

Drugiego dnia spotkania obrady przeniosły się do Muzeum Uniwersytetu Warszawskiego. Dyrektor Muzeum dr hab. Hubert Kowalski, prof. UW, a zarazem Prezes Stowarzyszenia Muzeów Uczelnianych przedstawił działalność Stowarzyszenia Muzeów Uczelnianych i perspektywy współpracy w ramach tej organizacji.

Stowarzyszenie Muzeów Uczelnianych (SMU), oficjalnie powołane w 2014 roku jako organizacja pozarządowa, działa na rzecz ochrony dziedzictwa akademickiego oraz zwiększania świadomości na temat znaczenia muzeów i kolekcji uczelnianych. Pojawiła się także potrzeba udokumentowania systematycznej pracy i pasji środowiska muzealników uczelnianych w postaci wydawnictwa. Pierwszą inicjatywą wydawniczą było wydanie w 2014 roku katalogu towarzyszącego wspólnej wystawie **„Muzea uczelniane – Jesteśmy!"**. Jej zasadniczym celem było zaznajomienie z samym zjawiskiem muzeum i kolekcji uniwersyteckiej tak pracowników i studentów szkół wyższych, jak i publiczności niezwiązanej z uczelniami. Równocześnie świadomość dotycząca sytuacji polskich muzeów

uniwersyteckich zaistniała na forum University Museums and Collections (UMAC) oraz Universeum European Academic Heritage Network.

Drugie spotkanie robocze, które odbyło się 20 kwietnia 2023 roku w Muzeum Uniwersytetu Warszawskiego, miało na celu **wzmocnienie współpracy i wypracowanie mechanizmów ochrony oraz finansowania kolekcji**. SMU zaproponowano jako platformę integrującą działania jednostek akademickich, instytutów PAN i muzeów rejestrowych, co ułatwiłoby kontakty z kluczowymi ministerstwami i instytucjami odpowiedzialnymi za finansowanie oraz ochronę dziedzictwa narodowego.

W spotkaniu wzięli udział przedstawiciele m.in. Muzeum i Instytut Zoologii PAN, Instytut Systematyki i Ewolucji Zwierząt PAN, Instytut Paleobiologii PAN, Uniwersytetu im. Adama Mickiewicza w Poznaniu, Uniwersytetu Wrocławskiego, Centrum Edukacji Przyrodniczej UJ, Muzeum Górnośląskiego. Mecenas Katarzyna Zalasińska przedstawiła uczestnikom wskazówki dotyczące skutecznego zwracania uwagi ministerstwa na problemy związane z finansowaniem i utrzymaniem kolekcji.

W wyniku dotychczasowych działań wskazano na szereg konkretnych celów, takich jak przygotowanie materiałów dla Ministerstwa Klimatu i Środowiska oraz zdefiniowanie nowych form finansowania przez Ministerstwo Edukacji i Nauki. Jednocześnie podkreślono **konieczność digitalizacji zbiorów** oraz ich szerszego udostępniania, co przyczyni się do zwiększenia ich znaczenia zarówno w kontekście naukowym, jak i społecznym.

Kolejne spotkanie dotyczące zbiorów przyrodniczych, zdeponowanych w jednostkach Polskiej Akademii Nauk, uniwersytetach oraz muzeach podległych Ministerstwu Kultury i Dziedzictwa Narodowego odbyło się w dniach 7–8 września 2023 roku w Krakowie w Muzeum Przyrodniczym ISEZ PAN. Temat konferencji bezpośrednio nawiązywał do roli placówek posiadających zbiory muzealne o charakterze przyrodniczym: **„Naukowe kolekcje przyrodnicze – obieg informacji, systemy bazodanowe oraz historia. Najważniejsze eksponaty/kolekcje”**. Uczestnicy spotkania zaprezentowali zbiory naukowe znajdujące się w ich jednostkach, podkreślając ich wykorzystanie zarówno w badaniach naukowych, jak i edukacji przyrodniczej. Wystąpienia prelegentów stały się wstępem do dyskusji, podczas której wymieniano doświadczenia dotyczące funkcjonowania kolekcji, metod ich katalogowania, procedur udostępniania oraz możliwości pozyskiwania wsparcia finansowego.

W obradach uczestniczyli przedstawiciele Muzeum Przyrodniczego i Działu Zbiorów Naukowych Instytutu Systematyki i Ewolucji Zwierząt PAN, Muzeum i Instytutu Zoologii PAN, Instytutu Paleobiologii PAN, Instytutu Botaniki PAN,

a

b

c

Centrum Edukacji Przyrodniczej Uniwersytetu Jagiellońskiego, Zbiorów Przyrodniczych Uniwersytetu im. Adama Mickiewicza w Poznaniu, Muzeum Przyrodniczego Uniwersytetu Wrocławskiego, Muzeum Tatrzańskiego im. Dra Tytusa Chałubińskiego w Zakopanem oraz Muzeum Górnośląskiego w Bytomiu.

Do spotkania dołączył również Pan Mirosław Zientarzewski, **Dyrektor Narodowego Muzeum Techniki**, który przedstawił projekt powołania **Muzeum Historii Naturalnej** (MHN) oraz możliwości szerokiej współpracy z **Ministerstwem Kultury i Dziedzictwa Narodowego**. Jak podkreślił, inicjatywa ma charakter ogólnopolski i powinna integrować wszystkie instytucje i środowiska, które posiadają kompetencje oraz doświadczenie w zakresie działalności MHN.

Dyrektor Zientarzewski zaznaczył, że projekt MHN jest wyjątkowym wyzwaniem, porównywalnym do działań z 1919 roku, kiedy to Ministerstwo Wyznań Religijnych i Oświecenia Publicznego powoływało do życia **Narodowe Muzeum Przyrodnicze**. Obecnie jednak możliwości są znacznie większe, ponieważ Narodowe Muzeum Techniki dysponuje nieruchomością, która może sprostać potrzebom nowoczesnej i reprezentacyjnej siedziby MHN. Obiekt ten, wypełniony unikalnymi wystawami, będzie świadectwem potencjału, jakiego brakowało w Polsce po odzyskaniu niepodległości w 1919 roku.

W dniach 22–23 lutego 2024 w Muzeum Tatrzańskim w Zakopanem odbyła się kolejna konferencja pt. **„Kolekcje naukowe w muzeach przyrodniczych jako materiał dowodowy w naukowych śledztwach – poszukiwanie Yeti”**, której gospodarzem było Muzeum Tatrzańskie im. Dra Tytusa Chałubińskiego. W wydarzeniu uczestniczyli przedstawiciele Muzeum Uniwersytetu Wrocławskiego, Centrum Edukacji Przyrodniczej Uniwersytetu Jagiellońskiego, Muzeum Przyrodniczego i Działu Zbiorów Naukowych ISEZ PAN, Muzeum i Instytutu Zoologii PAN oraz Muzeum Górnośląskiego w Bytomiu.

W obradach wziął udział także dr hab. Hubert Kowalski, prof. ucz., **Prezes Stowarzyszenia Muzeów Uczelnianych i Dyrektor Muzeum Uniwersytetu Warszawskiego**. Podczas swojego wystąpienia przedstawił możliwości wsparcia, jakie Stowarzyszenie może zaoferować w zakresie ochrony i promocji zbiorów zdeponowanych w polskich placówkach naukowych i muzealnych. Podkreślił

Ryc. 1. Uczestnicy konferencji pt. „Naukowe kolekcje przyrodnicze – obieg informacji, systemy bazodanowe oraz historia”, która odbyła się w dniach 7–8 września 2023 roku w Muzeum Przyrodniczym ISEZ PAN w Krakowie; (a) od lewej: Agnieszka Kapuścińska, Lucyna Śliwa, Wacław Bartoszek, Sebastian Tarcz, Dariusz Iwan, Roland Dobosz, Marcin Warchałowski, (b) od lewej: Marek Wanat, Marcin Warchałowski, Szymon Konwerski, Joanna Ślaga, Katarzyna Kopeć, Rafał Garlacz, Jan Kotusz, Jolanta Kobylińska-Iwaniuk, Łukasz Przybyłowicz, Przemysław Gorzelak, Agnieszka Kapuścińska, (c) od lewej: Wacław Bartoszek, Karolina Bielecka, Przemysław Gorzelak, Katarzyna Kopeć, Jan Kotusz, Rafał Garlacz.

Ryc. 2. Uczestnicy konferencji pt. „Kolekcje naukowe w muzeach przyrodniczych jako materiał dowodowy w naukowych śledztwach – poszukiwanie Yeti", która odbyła się w dniach 22–23 lutego 2024 roku w Muzeum Tatrzańskim im. Dra Tytusa Chałubińskiego w Zakopanem; (a) od lewej: Michał Murzyn, Michał Mierczak, Jan Cichocki, Marcin Warchałowski, Rafał Garlacz, Katarzyna Kopeć., (b) Marcin Warchałowski.

również rolę edukacji i działalności popularnonaukowej w upowszechnianiu wiedzy na temat dziedzictwa przyrodniczego. Celem konferencji, której temat nawiązywał do tytułu zaprezentowanej w zakopiańskim muzeum wystawy **„Tatrzańskie Yeti"**, była dyskusja dotycząca **znaczenia zbiorów muzealnych i kolekcji naukowych w badaniach faunistycznych, ekologicznych i systematycznych**. Omawiano również strategie budowania zbiorów muzealnych oraz upowszechniania wiedzy o ich zasobach. Podczas obrad szukano najlepszych rozwiązań mających na celu zabezpieczenie zbiorów poprzez odpowiednie zarządzanie kolekcjami. Dyskutowano również nad możliwymi źródłami pozyskiwania środków finansowych przeznaczonych do rozbudowy, konserwacji, opracowania i udostępniania zasobów polskich kolekcji przyrodniczych. Konferencja podkreśliła wysoki poziom zaangażowania **polskich placówek naukowych i muzealnych w ochronę oraz rozwój kolekcji przyrodniczych**, które stanowią nie tylko cenne narzędzie badawcze, ale również istotny element naszego dziedzictwa kulturowego i przyrodniczego.

W dniach 9–10 maja 2024 roku w Muzeum Górnośląskim w Bytomiu odbyła się trzecia konferencja pt. **„Narodowe kolekcje przyrodnicze – współpraca, współdziałanie, rozwój"**. Gospodarzem wydarzenia było Muzeum Górnośląskie, a w konferencji uczestniczyli przedstawiciele Muzeum Tatrzańskiego im. Dra Tytusa Chałubińskiego, Muzeum Przyrodniczego Uniwersytetu Wrocławskiego, Centrum Edukacji Przyrodniczej Uniwersytetu Jagiellońskiego, Muzeum Przyrodniczego i Działu Zbiorów Naukowych ISEZ PAN, Muzeum i Instytutu Zoologii PAN oraz Muzeum Przyrodniczego Uniwersytetu Łódzkiego.

W konferencji wziął udział również prof. dr hab. Michał Grabowski z Uniwersytetu Łódzkiego, który przedstawił możliwości współpracy w ramach projektu **genetycznego obejmującego faunę Polski**. Projekt zakłada utworzenie ogólnopolskiego banku genowego bezkręgowców Polski, co ma na celu stworzenie bazy danych o fundamentalnym znaczeniu dla badań nad bioróżnorodnością i ochroną przyrody.

W dalszej części obrad dyskutowano działania na najbliższe miesiące w kontekście dostępnych unijnych programów finansujących projekty naukowe, bazy danych oraz inicjatywy muzealne. Poruszano również tematy dotyczące przystąpienia naszych jednostek do Stowarzyszenia Muzeów Uczelnianych w celu stworzenia reprezentacji kolekcji zoologicznych na forum krajowym i międzynarodowym.

W drugim dniu obrad przedstawiciele poszczególnych jednostek zaprezentowali wizje dotyczące rozwoju kolekcji i konkretnych składowych kolekcji w perspektywie przygotowywania projektów – typ kolekcji, forma opracowania,

dane ilościowe. Dyskutowany był także temat dotyczący stworzenia podręcznika **„Dobrych praktyk muzealnych"**, który ma ułatwić i ujednolicić zarządzenie kolekcjami (ochrona, zabezpieczenie, przechowywanie, wypożyczanie, udostępnianie).

Ustalono także, że każda jednostka, która posiada zbiór zasad, metod dotyczących sposobu pobierania, wykorzystania i przechowywania próbek DNA, przekaże swoje wytyczne innym jednostkom. Na tej podstawie powstanie wspólny dokument, zawierający najlepsze i najbardziej przydatne praktyki, który będzie służył jako uniwersalny standard dla zarządzania próbkami genetycznymi w polskich instytucjach naukowych i muzealnych.

Katarzyna Kopeć ORCID 0000-0001-6449-3412
Instytut Systematyki i Ewolucji Zwierząt Polskiej Akademii Nauk

Marcin Warchałowski ORCID 0000-0001-5886-5697
Muzeum Tatrzańskie im. Dra Tytusa Chałubińskiego w Zakopanem

Dariusz Iwan ORCID 0000-0003-0146-7916
Muzeum i Instytut Zoologii Polskiej Akademii Nauk

Badania naukowe w muzeach przyrodniczych, bioróżnorodność w czasie i przestrzeni

Dariusz Iwan

Słowa kluczowe: systematyka, taksonomia, klasyfikacja, nauka obywatelska, Konwencja o Różnorodności Biologicznej

Systematyka jako dziedzina nauki wykształciła się w XVIII wieku, pod silnym wpływem doktryny filozofii encyklopedystów, dla których centralnym punktem odniesienia była przyroda[1]: „Człowiek jest dziełem przyrody, żyje w przyrodzie i podlega jej prawom […]. Nic nie ma i nie może być nic poza kręgiem przyrody, który obejmuje wszystko, co istnieje".

Podstawą rozwoju **systematyki** rozumianej jako **aktywność społeczna** są wrodzone, instynktowne dążenia człowieka, szczególnie widoczne u młodych osobników, do gromadzenia dóbr materialnych (zbieractwa) oraz uzyskania odpowiedzi na pytania: „co to?" i „dlaczego?". Potrzeba **rozpoznawania i nazywania roślin i zwierząt** od zawsze towarzyszyła człowiekowi, prowadząc również do rozwoju **regulacji nazewnictwa**. Obecnie procesy te są skodyfikowane przez Międzynarodową Komisję Nomenklatury Zoologicznej[2] w akcie zwanym Międzynarodowy Kodeks Nomenklatury Zoologicznej. Jednocześnie zasady nomenklatury zoologicznej stały się narzędziem budowy systemu hierarchicznego porządkującego wiedzę o świecie przyrody ożywionej. Najważniejszym odniesieniem dla systematyka jest linneuszowski system klasyfikacji[3], obejmujący zarówno organizmy żyjące, jak i wymarłe. Dziesiąte wydanie **„Systema naturae"**, które

[1] P. H. Holbach, 1957, *System przyrody czyli prawa świata fizycznego i moralnego*, t. I i II, Warszawa 1957 (I wyd. Londyn 1770).

[2] zob. International Commission on Zoological Nomenclature, dostęp on-line: https://www.iczn.org/.

[3] C. Linnaeus, 1735–1770, *Systema naturae per regna tria naturae, secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differentiis, synonymis, locis*, Hardweerwijk.

ukazało się w 1758 roku uważa się za początek współczesnego nazewnictwa zoologicznego.

Od zawsze rozwój systematyki związany jest z postępem w innych dziedzinach nauk przyrodniczych oraz formułowaniem teorii naukowych, spośród których **ewolucjonizm** odegrał najważniejszą rolę. Istotny wpływ miało także wprowadzenie narzędzi badawczych, takich jak modelowanie matematyczne czy zastosowanie metody hipotetyczno–dedukcyjnej. W klasyfikacji organizmów rozdzielano teorię od praktyki, co doprowadziło do wydzielenia **taksonomii jako „teorii klasyfikacji"**[4], określanej też jako „studium teoretyczne podstaw, zasad, reguł i praw klasyfikacji[5]".

W 1969 roku Ernst Mayr[6] zaproponował połączenie obu procesów i traktowanie **taksonomii jako teorii i praktyki klasyfikowania organizmów**. Współcześnie pojęcia taksonomia i systematyka są stosowane zamiennie, jednak w bieżącej literaturze dominuje nazwa „systematyka" traktowana jako proces badawczy, ale także jako wynik tego procesu, czyli określenie pozycji systematycznej danego taksonu w klasyfikacji[7].

Hierarchia linneuszowska, według której budowana jest klasyfikacja, zakłada wydzielenie kolejnych kategorii oznaczających rangę lub poziom danego taksonu:

– wyższe kategorie: Królestwo, Typ, Podtyp, Nadgromada, Gromada, Podgromada, Kohorta, Nadrząd, Rząd, Podrząd

– niższe kategorie, których nazewnictwo podlegające ściśle określonym regułom **Międzynarodowego Kodeksu Nomenklatury Zoologicznej (MKNZ)**[8].

To właśnie uregulowania MKNZ sprawiają muzealnikom (i nie tylko) częste trudności związane z ustaleniem, która nazwa taksonu jest prawidłowa i obowiązująca. Systematycy pracujący z kolekcjami muzealnymi zajmują się nie tylko klasyfikacją organizmów, ale również badaniami proweniencyjnymi. Obejmują one analizę koncepcji taksonu, historię zmian nazw oraz identyfikację okazów, szczególnie tych będących typami deskrypcyjnymi, które stanowią podstawę dla nadawania nazw naukowych.

Najbardziej elegancką definicję „systematyki" przedstawił Simpson: **„jest naukowym badaniem różnorodności organizmów oraz wszelkich związków**

[4] taksonomia – *taksis* gr. - porządkować, *nomos* - prawo,

[5] G.G. Simpson, 1961, *Principles of Animal Taxonomy*, Columbia University Press: New York.

[6] E. Mayr, 1969, *Principles of Systematic Zoology*, McGraw–Hill: New York.

[7] Takson – jest grupą realnie istniejących organizmów uważanych za jednostkę danego, dowolnego szczebla klasyfikacji hierarchicznej.

[8] zob. International Code of Zoological Nomenclature, https://www.iczn.org/the–code/the–code–online/

między nimi". Uniwersalna definicja systematyki[9] zakłada włączenie do analiz wszystkich związków pomiędzy organizmami, nie tylko filogenetycznych, ale również wszelkich powiązań biologicznych będących przedmiotem badań biologii ewolucyjnej, ekologii, etiologii, fizjologii i innych pokrewnych dziedzin.

Od początku istnienia systematyka jako nauka spotyka się z krytyką, której podstawowe argumenty to:

– najnowsze osiągnięcia innych gałęzi biologii uczyniły taksonomię zbędną,

– bezcelowe jest poszukiwanie klasyfikacji opartej na ewolucji,

– metoda nomenklatury dwuwyrazowej jest sprzeczna z funkcją taksonomii, polegającą na gromadzeniu i udostępnianiu informacji.

„Obrona pozycji" systematyki najczęściej polega na wyliczaniu przykładów ilustrujących wkład badań z zakresu systematyki do biologii, korzyści związanych ze zwalczaniem szkodników, dostarczaniem danych do oszacowania tempa wymierania gatunków, przeprowadzania analizy bioekonomicznych czy typowania gatunków o specyficznych właściwościach (tzw. chemical prospecting). Jako najistotniejsze wymienia się m.in. takie argumenty[10]:

– jest jedyną gałęzią nauki tworzącą żywy obraz istniejącego na naszej Ziemi zróżnicowania organicznego;

– dostarcza większości informacji, które umożliwiają rekonstrukcję filogenezy czyli drzewa życia;

– odkrywa liczne, interesujące zjawiska ewolucyjne, umożliwiające ich dalszą przyczynową analizę przez inne gałęzie biologii;

– jest źródłem, niekiedy jedynym, informacji niezbędnych dla całych gałęzi biologii np. biogeografii;

– formułuje klasyfikację o wielkiej wartości poznawczej i wyjaśniającej dla większości gałęzi biologii np. biochemii ewolucyjnej, immunologii, ekologii, genetyki, etologii, geologii historycznej;

– jest nieodzowna dla badań nad organizmami o znaczeniu gospodarczym i medycznym;

– prace wybitnych teoretyków taksonomii wniosły doniosły wkład koncepcyjny (taki jak myślenie kategoriami populacyjnymi), który trudno byłoby zastąpić np. biologom eksperymentalnym.

Obecnie do listy argumentów na rzecz systematyki można dodać kolejne punkty:

[9] Systematyka to poznanie i opis różnorodności istot żywych, poszukiwanie natury i przyczyn zarówno różnic, jak i podobieństw, ukazywanie stosunków pokrewieństwa istniejących między nimi i opracowanie klasyfikacji tłumaczącej te stosunki pokrewieństwa.

[10] E. Mayr, 1969, *Principles of Systematic Zoology*, McGraw–Hill: New York.

– funkcjonowanie sieci i baz informatycznych z reguły opiera się na układzie hierarchicznym, stąd dane z zakresu klasyfikacji roślin i zwierząt w sposób automatyczny mogą być włączone do każdego systemu bazodanowego,

– doskonalenie technik badawczych z zakresu genetyki molekularnej doprowadziło do rozwoju filogenetyki molekularnej i muzeomiki, co otwiera nowe możliwości w badaniach nad ewolucją gatunków.

Badania z zakresu systematyki i budowanie kolekcji zoologicznych od ponad 250 lat są ze sobą nierozerwalnie związane (ryc. 1). Prace te prowadzone są zarówno w muzeach przyrodniczych, jak i w placówkach naukowych (uniwersytetach czy instytutach badawczych). Bez względu na statuty, regulaminy i charakter placówek zasady systemu **porządkowania zbiorów muzealnych podporządkowane są klasyfikacji zoologicznej**, a katalogowanie zbiorów opiera się na **nazewnictwie naukowym**.

Jednym z zasadniczych problemów związanych z selekcją materiałów przeznaczonych do **digitalizacji** – rozumianej także jako pozyskiwanie i utrwalanie danych genetycznych – jest **dobór kryteriów**. Problem ten staje się szczególnie istotny w obliczu ograniczonych zasobów ludzkich i finansowych. Jako najważniejszy należy uznać charakter zbiorów i ich wartość jako **obiektów historycznych i naukowych**. Z całą pewnością są to typy opisowe, przedstawiciele gatunków wymarłych, zagrożonych, materiały dowodowe przeprowadzonych badań, a także pochodzące z regionów o podwyższonej bioróżnorodności (tzw. hot–spotów[11]).

Powołana w 2008 roku sieć naukowa **„Krajowy Bank Muzealnych Zasobów Zoologicznych"** była jedną z pierwszych inicjatyw integracji polskich placówek posiadających kolekcje przyrodnicze. W skład sieci weszły dwa instytuty Polskiej Akademii Nauk, Muzeum i Instytut Zoologii oraz Instytut Systematyki i Ewolucji Zwierząt, a także jednostki uczelniane takie jak Wydział Nauk Biologicznych Uniwersytetu Wrocławskiego, Wydział Biologii Uniwersytetu im. Adama Mickiewicza w Poznaniu, Instytut Biologii Uniwersytetu Gdańskiego i Wydział Nauk Biologicznych Uniwersytetu Zielonogórskiego. Partnerem stowarzyszonym został Dział Przyrody Muzeum Górnośląskiego w Bytomiu. Status „partnera stowarzyszonego" przyznano instytucji, która ze względów formalnych nie mogła wejść w skład sieci naukowej zgodnie z regulacjami ówczesnego Ministerstwa Nauki.

W 2014 roku w 55 tomie czasopisma **„Muzealnictwo"** wydawanego przez Krajowy Ośrodek Badań i Dokumentacji Zabytków ukazało się kilka publikacji poruszających aktywność naukową w muzeach m. in. *Kilka myśli o przyszłości*

[11] Ogniska („hot spots") bioróżnorodności.

muzeum[12]; *Czy muzealnik jest naukowcem? Kilka uwag praktyka*[13]; *Jak zorganizować działalność naukową w muzeum*[14]; *Aspekty naukowe w przepisach o muzeach*[15]; *Ogrody botaniczne jako naukowo opracowane kolekcje muzealne*[16].

Jak widać temat prowadzenia badań naukowych w muzeach nie jest nowy. Dla jednych oczywisty, dla drugich dyskusyjny. Wydaje się, że streszczenie załączone do artykułu *Jak zorganizować działalność naukową w muzeum*[17] najlepiej przedstawia istotę problemu:

Muzea prowadzą działalność naukową w każdej z dziedzin wiedzy, zależnie od profilu muzeum i jego kolekcji. Jest ona warunkiem wysokiego poziomu opracowania zbiorów, publikacji, scenariuszy ekspozycji stałych i wystaw czasowych oraz prawidłowej ochrony zbiorów i ich bezpiecznego udostępniania. W odróżnieniu do uniwersytetów, instytutów Polskiej Akademii Nauk, czy innych typowych jednostek naukowych struktura organizacyjna muzeum nie jest zoptymalizowana pod kątem prowadzenia działalności naukowej, w szczególności nie określa ona, którzy pracownicy prowadzą badania. Prowadzona przez Ministerstwo Nauki i Szkolnictwa Wyższego, co cztery lata kompleksowa ocena i kategoryzacja jednostek naukowych pozwala na uzyskiwanie obiektywnych danych o działalności jednostek naukowych. Jednostki, które poddadzą się kategoryzacji mogą wystąpić o przyznanie środków budżetowych na naukę i finansować swoje działania statutowe w tym zakresie.

Bardzo trudno jest poddać analizie w krótkim artykule (a może w ogóle) wszelkie aspekty zapisów ustawowych i prawnych regulacji z zakresu kultury i dziedzictwa narodowego w celu powiązania ich z funkcjonowaniem wszystkich polskich muzeów i kolekcji przyrodniczych. Stąd znaczenie pojęcia „muzeum" w niniejszym artykule odnosi się do wszystkich placówek, które posiadają kolekcje przyrodnicze. Podstawy ich statutowej działalności oraz procedury i uregulowania formalne powinny być połączone zasadą, że **eksponat muzealny jest podmiotem przedstawionych rozważań**, a nie placówka, czy też struktura formalna.

[12] K. Pomian, 2014, *Kilka myśli o przyszłości muzeum*, „Muzealnictwo" 55, s. 7–11.
[13] B. Steinborn 2014, *Czy muzealnik jest naukowcem? Kilka uwag praktyka*, „Muzealnictwo", 55, s. 19–21.
[14] B. Świątkowska, Ł. Bratasz, K. Twardowska, 2014, *Jak zorganizować działalność naukową w muzeum*, „Muzealnictwo", 55, s. 24–27.
[15] R. Golat, 2014, *Aspekty naukowe w przepisach o muzeach*, „Muzealnictwo", 55, s. 69–72.
[16] J. Grzonkowska, 2014, *Ogrody botaniczne jako naukowo opracowane kolekcje muzealne*, „Muzealnictwo", 55, s. 97–106.
[17] B. Świątkowska, Ł. Bratasz, K. Twardowska, 2014, *Jak zorganizować działalność naukową w muzeum*, „Muzealnictwo", 55, s. 24–27.

JANUSZ DOMANIEWSKI.

Czem jest muzeum zoologiczne dla systematyka.

Qu'est ce qu'un musée zoologique pour un systématicien.

Wiek XIX, wiek odkryć geograficznych był również w zoologii wiekiem odkryć systematycznych. Liczne wyprawy, organizowane dla badań rozmaitych zakątków ziemi, z dziewiczych wybrzeży i wysp przywoziły wciąż nowe i nowe materyały zoologiczne, w których mnóstwo nowych gatunków wymagało systematycznego opisywania. Większość zoologów pierwszej połowy wieku XIX głównie systematyce poświęcała swe siły. Opisywano nowe formy, doszukiwano się dla nich odpowiedniego miejsca w systemie, wkońcu składano materyał, służący do opisów, w muzeum. Z chwilą gdy materyał zoologiczny opuścił pracownię systematyka, jego służba naukowa, rzec można, była skończona. Muzea zoologiczne były miejscami, gdzie gromadzono dziwy natury; z jednej strony miały one dokumentować o rzeczywistym istnieniu opisanych gatunków, z drugiej miały pouczać o przyrodzie zamorskich krain i przyrodzie ojczyzny. Były to czasy systematyki, w najbardziej ograniczonem znaczeniu tego słowa, czasy zainteresowania się bogactwem form zwierzęcych ziemi, bez nawiązywania jakiegokolwiek kontaktu między gatunkiem a stosunkiem jego do środowiska. Ekologia nie istniała jeszcze, ludzie, którzy stworzyli zoogeografię, mieli się dopiero narodzić.

Tak jak nie było określonego kierunku w badaniach systematycznych, tak nie było go i w muzeologii. Rzec można, że dawniejsze muzea zoologiczne były jednem wielkiem nieporozumieniem. Kokietowały one widza jaknajwiększą ilością wystawionych gatunków — chciały być dydaktycznemi, a uczyły mało; dbały o naukę, a materyał w nich zawarty mógłby był mieć jedynie znaczenie dydaktyczne... gdyby był stosownie użytym.

Nie przesadzę zupełnie, gdy powiem, że muzea pierwszej połowy wieku XIX stały się cmentarzyskami ofiar zoologicznych, które dla nauki zginęły zupełnie bezużytecznie, świadcząc nam jedynie, jak błąka się myśl ludzka, zanim na właściwą wejdzie drogę.

Pam. Fizyograf. — T. XXV. — Miscellanea. 1

Ryc. 1. Publikacja *Czym jest muzeum zoologiczne dla systematyka* autorstwa Janusza Domaniewskiego, twórcy Narodowego Muzeum Przyrodniczego, „Pamiętnik Fizyograficzny", 1918 rok.

Uczestnicy sieci **„Krajowy Bank Muzealnych Zasobów Zoologicznych" (KBMZZ)** określili trzy zasadnicze cele swojej działalności:

1. Wzmocnienie i lepsze wykorzystanie potencjału badawczego polskich placówek naukowych i muzealnych zajmujących się pozyskiwaniem, długoterminowym przechowywaniem, zabezpieczaniem i opracowywaniem materiałów

zoologicznych dla szeroko rozumianych badań systematycznych i faunistycznych oraz związanych z nimi badań molekularnych, biochemicznych, fizjologicznych czy ekologicznych, znajdujących bezpośrednie zastosowania praktyczne.

2. Utworzenie banku informacji o zasobach polskich zbiorów zoologicznych, obejmującego m.in. inwentaryzację materiałów przydatnych do badań DNA. W ramach tego celu planowano rozszerzenie możliwości przechowywania próbek (w głębokim zamrożeniu) przez wybranych uczestników sieci oraz współpracę z placówkami wykonującymi badania DNA (w tym z członkami sieci Krajowy Bank DNA Roślin, Grzybów i Zwierząt).

3. Nowoczesna eksploracja przyrodnicza światowych regionów o najwyższym potencjale bioróżnorodności i poziomie jej zagrożenia – tzw. *hot spots* oraz refugiów zoogeograficznych w celu włączenia polskich jednostek do grupy światowych muzeów uczestniczących w najważniejszych w dzisiejszych czasach działaniach na rzecz ochrony bioróżnorodności.

W 2008 roku, wraz z powołaniem sieci KBMZZ, opracowano projekt **„Polskie Wirtualne Muzeum Zoologiczne" (PWMZ)**, które miało być swoistym „produktem", efektem współdziałania instytucji wchodzących w skład sieci. Projekt PWMZ opierał się na zasadzie, zgodnie z którą każde muzeum ma w swojej misji cztery podstawowe zadania:

– pozyskiwanie materiałów,
– ich gromadzenie,
– zabezpieczanie dla potrzeb aktualnych i przyszłych badań,
– udostępnianie okazów i informacji o nich.

Potrzeba integracji działań polskich placówek naukowych i muzealnych podyktowana była m.in. zmianą pozycji Polski na arenie międzynarodowej. 1 maja 2004 roku Polska, wraz z dziewięcioma innymi państwami, przystąpiła do Unii Europejskiej, co otworzyło nowe możliwości współpracy naukowej oraz dostępu do funduszy europejskich.

W kolekcjach zoologicznych instytucji należących do sieci naukowej KBMZZ zgromadzonych było około 16–20 mln eksponatów. Dla porównania, belgijska sieć „Access to belgian collections", działająca od 2002 roku, wykazywała w swoich zasobach blisko 36 milionów okazów, a holenderska sieć „Naturalis Biodiversity Center", założona w 2010 roku, deklarowała posiadanie 37 milionów okazów.

W kontekście danych programu **SYNTHESYS**[18], który szacował zasoby 20 największych europejskich kolekcji przyrodniczych (botanicznych, zoologicznych,

[18] Obecnie kontynuowany jako SYNTHESYS+ (Synthesis of Systematics Rresources), https://www.synthesys.info/, czyli projekt finansowany przez Komisję Europejską, tworzący zintegrowaną europejską infrastrukturę dla zbiorów historii naturalnej.

paleontologicznych i geologicznych) z 11 krajów na 337 milionów okazów, polskie kolekcje zoologiczne plasowały się na poziomie odpowiadającym średnim wartościom w największych instytucjach europejskich. Uzasadnienie dla powołania ogólnopolskiej sieci integrującej instytucje naukowe i muzealne, niezależnie od ich podległości resortowej, było jednoznaczne: *Celem sieci KBMZZ jest zintegrowanie placówek, w których zdeponowane są zbiory i wspólne występowanie, podobnie jak np. uczyniły to inne instytucje w Europie, na arenie międzynarodowej i europejskiej. Utworzenie narodowego konsorcjum umożliwi znacznie szersze niż obecnie włączenie się Polski w inicjatywy europejskie takie jak np. SYNTHESYS (Synthesis of Systematic Resources) czy EDIT (European Distributed Institute of Taxonomy), a tym samym dostęp do programów i środków unijnych dla większej liczby polskich instytucji i naukowców*.

Do dzisiaj funkcjonują główne konsorcja europejskie, takie jak **CETAF**[19], oraz globalne inicjatywy, np. **GBIF**[20], które kontynuują swoją działalność, zrzeszając coraz więcej instytucji posiadających kolekcje przyrodnicze.

Po wstąpieniu Polski do UE w ramach tzw. Programów Ramowych Komisji Europejskiej otwarte zostały możliwości realizacji i finansowania projektów wspierających rozwój kolekcji przyrodniczych i badań taksonomicznych, takich jak:

1. **SYNTHESYS: Synthesis of Systematic Resources**. A CETAF Integrated Infrastructure Initiative (EU 6th Framework Programme[21]), którego narzędziem były granty przeznaczone dla 20 muzeów i ogrodów botanicznych zrzeszonych w CETAF. Już wówczas, w 2002 roku zdefiniowano ideę „wirtualnego" muzeum, która stała się inspiracją dla wielu kolejnych inicjatyw.

2. **Distributed European School of Taxonomy (DEST**[22]). EDIT: Towards the European Distributed Institute of Taxonomy. A CETAF Network of Excellence in Taxonomy (2006–2011). Celem programu było zintegrowanie europejskich przedsięwzięć taksonomicznych (ERA – the European Research Area); stworzenie wirtualnego centrum doskonałości uwzględniające wzrost bazy naukowej i ochronę bioróżnorodności.

3. E**NBI: European Network for Biodiversity Information**[23] – projekt zainicjował szereg działań mających na celu udostępnienie danych dotyczących różnorodności biologicznej poprzez zintegrowaną infrastrukturę informacji.

[19] zob. Consortium of European Taxonomic Facilities (CETAF), https://cetaf.org/official–statement–from–cetaf/.
[20] Global Biodiversity Information Facility (GBIF), https://www.gbif.org/.
[21] The 6th EU Research Framework Programme,
https://ec.europa.eu/commission/presscorner/detail/en/memo_02_152.
[22] Distributed European School of Taxonomy, https://cetaf.org/dest/courses/.
[23] W. Los, 2016, *The European Network for Biodiversity Information*, Biodiversity Databases.

4. **ENHSIN: European Natural History Specimen Information Network**[24] – projekt, którego celem było stworzenie wspólnej infrastruktury interoperacyjnych baz danych europejskich muzeów historii naturalnej.

5. **BioCASE: A Biological Collection Access Service for Europe**[25] – projekt ten miał na celu ustanowienie internetowego serwisu informacyjnego, zapewniającego użytkownikom jednolity dostęp do zbiorów biologicznych w Europie.

Obecne zdefiniowanie roli programu „*BioCASe is the GBIF Participant Node for the Consortium of European Taxonomic Facilities*" wskazuje na ścisłą współpracę największych konsorcjów naukowych zajmujących się muzealnictwem przyrodniczym – CETAF i GBIF. Organizacje te koordynują największy z dotychczas realizowanych programów **Distributed System of Scientific Collections**[26], który przedstawiany jest w następujący sposób:

DiSSCO to nowa światowej klasy infrastruktura badawcza (RI) dla kolekcji nauk przyrodniczych. DiSSCo RI ma na celu stworzenie nowego modelu biznesowego dla jednej europejskiej kolekcji, która cyfrowo ujednolici wszystkie europejskie zasoby nauk przyrodniczych, dzieląc wspólny dostęp, kuratorstwo, polityki i praktyki w różnych krajach, zapewniając jednocześnie, że wszystkie dane są zgodne z zasadami FAIR (dane możliwe do znalezienia, dostępne, interoperacyjne i wielokrotnego użytku)[27].

6. **FAUNA EUROPEA**[28] – projekt mający na celu zebranie danych naukowych o nazwach i rozmieszczeniu wszystkich żywych wielokomórkowych zwierząt Europy, lądowych i słodkowodnych. Stał się on klasykiem, który na stronach Wikipedii jest opisany jako „*internetowy katalog zawierający informacje (m.in. dane systematyczne i rozmieszczenie) o wszystkich zwierzętach, lądowych i zasiedlających zbiorniki słodkowodne, występujących na terenie Europy. Projekt Fauna Europea został sfinansowany przez Komisję Europejską w ramach Piątego Programu Ramowego (5FP)*".

[24] European Natural History Specimen Information Network (ENHSIN), https://www.bgbm.org/biodivinf/projects/enhsin/.
[25] Biological Collection Access Service (BioCASe), https://www.biocase.org/.
[26] Distributed System of Scientific Collections (DiSSCo), https://www.dissco.eu/.
[27] oryg. *The Distributed System of Scientific Collections is a new world–class Research Infrastructure (RI) for Natural Science Collections. The DiSSCo RI aims to create a new business model for one European collection that digitally unifies all European natural science assets, sharing common access, curation, policies and practices across countries while ensuring that all the data complies with the FAIR principles (Findable, Accessible, Interoperable and Reusable data).*
[28] Fauna Europaea Published by Fauna Europaea Consortium, GBIF: https://www.gbif.org/dataset/90d9e8a6–0ce1–472d–b682–3451095dbc5a.

W 1992 roku na konferencji ONZ „Szczyt Ziemi" w Rio de Janeiro przyjęto międzynarodowe porozumienie, **„Konwencję o Różnorodności Biologicznej"**[29]. Polska, będąc jednym z sygnatariuszy tego dokumentu, zobowiązała się do ochrony bioróżnorodności, zrównoważonego użytkowania i sprawiedliwego podziału korzyści płynących z wykorzystywania zasobów biologicznych.

W ramach Konwencji powołano **Globalną Inicjatywę Taksonomiczną**[30] **(GTI)**, której celem było wsparcie wdrażania Konwencji na trzech poziomach bioróżnorodności: genetycznej, gatunkowej i ekosystemowej. GTI na podstawie Artykułu 7 Konwencji zajmuje się m. in. lukami w naszej wiedzy taksonomicznej, które wynikają najczęściej z niedostatecznej wiedzy taksonomicznej oraz zbyt małej liczby ekspertów, co określane jest mianem „przeszkód taksonomicznych". Globalna Inicjatywa Taksonomiczna powstała w celu usunięcia lub zmniejszenia tych przeszkód.

Operacyjny program pracy dla GTI zawierał 5 kluczowych celów:

– ocena potrzeb i możliwości taksonomicznych na szczeblu lokalnym, krajowym i globalnym, aby wspierać wdrażanie Konwencji;

– zogniskowanie działań na budowie i utrzymywaniu zasobów kadrowych, systemowych i infrastrukturalnych potrzebnych do pozyskiwania, zestawiania i uzdrowienia okazów biologicznych stanowiących podstawę wiedzy taksonomicznej;

– tworzenie i usprawnienie infrastruktury oraz systemów umożliwiających dostęp do informacji taksonomicznej, z priorytetem zapewnienia krajom pochodzenia dostępu do danych o ich różnorodności biologicznej;

– integracja celów taksonomicznych w głównych tematycznych programach pracy Konwencji, aby dostarczyć informacji potrzebnych do podejmowania decyzji w dziedzinie ochrony i zrównoważonego użytkowania bioróżnorodności.

– uwzględnienie kluczowych zagadnień taksonomicznych w przekrojowych obszarach Konwencji, wspierając procesy decyzyjne związane z ochroną różnorodności biologicznej.

Według Konwencji bioróżnorodność definiuje się jako: **zróżnicowanie wszystkich żywych organizmów występujących na Ziemi w ekosystemach lądowych, morskich i słodkowodnych oraz w zespołach ekologicznych, których są częścią; dotyczy to różnorodności w obrębie gatunku, pomiędzy gatunkami oraz różnorodności ekosystemów**.

[29] Konwencja o różnorodności biologicznej (Convention on biological diversity, CBD): https://www.gov.pl/web/srodowisko/CBD.

[30] Global Taxonomy Initiative (GTI), https://www.cbd.int/gti/default.shtml.

Słowo „bioróżnorodność" jest neologizmem, stworzonym w latach osiemdziesiątych XX wieku. Słowo to wywodzi się z greckiego *bios* (życie) oraz łacińskiego *diversitas* (różnorodność).

Różnorodność biologiczną, mająca kluczowe znaczenie dla utrzymania złożonych powiązań pomiędzy poszczególnymi gatunkami, jak i ich środowiskiem, oraz człowiekiem, można podzielić na:

– bioróżnorodność gatunkową,
– bioróżnorodność ponadgatunkową (zbiorowiska, ekosystemy, krajobrazy)
– bioróżnorodność genetyczną.

Jako Krajowy Punkt Kontaktowy ds. GTI w Polsce, w lutym 2007 roku, powołano Muzeum i Instytut Zoologii PAN (decyzja COP VIII/3)[31], współpracę z innymi instytucjami i organizacjami w Polsce, prowadzącymi badania nad bioróżnorodnością, w celu wprowadzania postanowień w życie. Całością prac nad wdrażaniem konwencji o bioróżnorodności koordynuje Departament Ochrony Przyrody Ministerstwa Środowiska. W wypracowanych w ramach GTI dokumentach czytamy:

Między 1970 i 2002, bioróżnorodność wód słodkich na świecie, zmniejszyła się o 55%, podczas gdy bioróżnorodność ekosystemów lądowych i morskich zmniejszyła się o 32%[32]*. Małe zbiorniki i oczka wodne, stanowiące refugia dla wielu rzadkich kręgowców i bezkręgowców, zanikają w szybkim tempie (50–90 % według Oertli et al. 2005*[33]*) w zachodniej Europie. Badania porównujące obecność i liczbę taksonów chrząszczy wodnych i dużych raków z grupy Branchiopoda w małych stawach wschodniej Polski i zachodniej Europy, wykazały znaczącą różnicę w bioróżnorodności na korzyść wschodniej Polski (Biggs et al. 2004). Jednak odwodnienia, osuszanie torfowisk, bagien i łąk, zwiększenie zużycia wody dla celów rolniczych i przemysłowych oraz intensywna chemizacja mogą prowadzić do zaniku tych środowisk również w Polsce.*

[...] Wszystkie powyższe przykłady dotyczą negatywnych skutków rozwoju gospodarki. Są jednak i inne przyczyny, które utrudniają efektywną ochronę bioróżnorodności. W wielu grupach szczególnie wśród bezkręgowców brakuje nam wiarygodnych taksonomicznych i zoogeograficznych danych o gatunkach występujących

[31] Część niniejszego tekstu dotycząca Global Taxonomy Initiative (GTI) Poland, powstała w oparciu o dokumenty wypracowane w ramach aktywności Muzeum i Instytutu Zoologii PAN.
[32] Milleniun Ecosystem Assesment, 2005, *Ecosystems and human well–being: synthesis*, Island Press: Washington D.C.
[33] Oertli, B., J. Biggs, R. Céréghino, P. Grillas, P. Joly, J–B Lachavanne, 2005, *Conservation and monitoring of pond biodiversity: Introduction*. Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Science, 15, s. 535–540.

Ryc. 2. Orzeł ze zbiorów Sylwiusza Münkwitza zakupionych w 1816 roku dla Gabinetu Zoologicznego, jeden z najstarszych okazów w zbiorach MiIZ PAN pochodzący z końca XVIII wieku (Fot. Pracownia Muzeum Zoologiczne MiIZ PAN).

w Polsce. Pewne środowiska, np. wody podziemne czy nawet strefa przybrzeżna jezior są słabo znane. ***Edukacja nowej generacji taksonomów i sponsorowanie badań taksonomicznych i faunistycznych są absolutnie niezbędne****, abyśmy mogli poruszać podstawowe zagadnienia zmian bioróżnorodności.*

W kontekście powyższego tekstu nasuwa się kluczowe pytanie: gdzie szukać taksonomów? Czy w muzeach? Czy są oni pracownikami naukowymi? Czy badania z zakresu historii zoologii, szczególnie o charakterze proweniencyjnym, powinny prowadzić placówki muzealne czy naukowe funkcjonujące w ramach uczelni i instytutów badawczych?

Odpowiedzi na te pytania znajdziemy, jeśli stworzymy kompleksowe, interdyscyplinarne programy badawcze, które łączą dane z nauk humanistycznych, ścisłych i biologicznych. **Digitalizacja**, umożliwiająca analizy oraz udostępnianie danych w formie cyfrowej, stanie się fundamentem takich projektów. Wspólnym hasłem łączącym te działania będzie **„bioróżnorodność w czasie i przestrzeni".** Nie budzi wątpliwości, że **muzea oraz naukowe kolekcje zoologiczne** są kluczowym miejscem pracy systematyka, a jego zadania można określić w następujący sposób:

– wyróżnianie rozmaitych rodzajów zwierząt i opracowanie ich charakterystyki,

– oznaczanie okazów należących do gatunków już znanych lub opisywanie i nazywanie nowych,

– proponowanie dla badanych grup hierarchicznej klasyfikacji oddającej jak najpełniej stosunki pokrewieństwa zarówno dla samej grupy, jak i dla jej składników,

– formułowanie hipotez dotyczących procesów ewolucyjnych, adaptacyjnych i innych, które doprowadziły do powstania obecnej struktury badanej grupy.

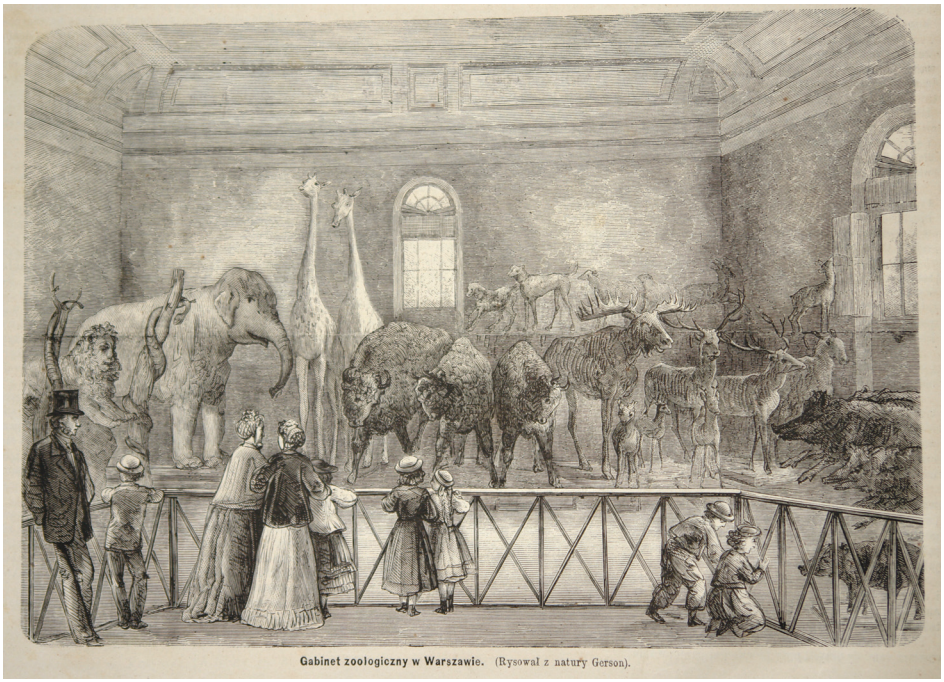
Nie można również zapominać o innym, być może najważniejszym, aspekcie badań z zakresu systematyki. Badań, które mają szeroki **wydźwięk społeczny**[34], oparte są na intelekcie, poczuciu estetyki i służą zaspokajaniu zwykłej ludzkiej ciekawości. Roy Crowson określił to zjawisko w sposób następujący:

[...] zainteresowanie systematyką daje nie tylko wielką przyjemność dla zajmujących się nią, również budzi podziw dla cudów przyrody, który powinien być częścią światopoglądu każdego prawdziwego człowieka [...] [35].

Systematyka, poza swoją naukową precyzją i praktycznym znaczeniem, pełni więc również rolę inspirowania ludzi do głębszego rozumienia i doceniania różnorodności życia na Ziemi.

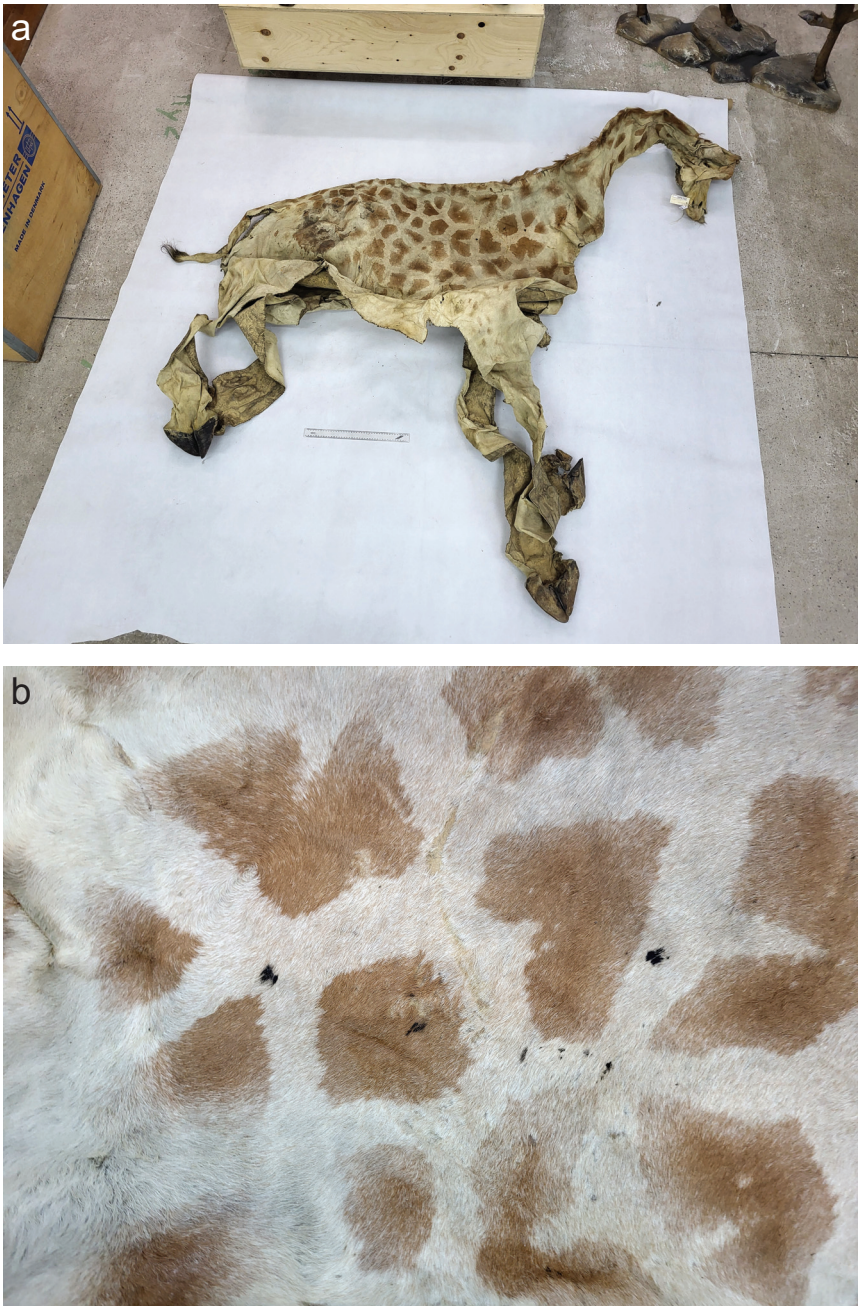
[34] Nurty obecnie określane hasłami „nauka obywatelska", „amatorzy dla nauki", itp.

[35] R.A. Crowson, 1958, *Some observations on a coleopterogical visit to Central Italy*, "The Entomologist's Monthly Magazine", 94, s. 248–251.



Ryc. 3. Wystawa Gabinetu Zoologicznego w Warszawie przedstawiona na rycinie Wojciecha Gersona „Tygodnik Ilustrowany", 12 czerwca 1869, nr 76.

Ryc. 4. Samiec żubra pozyskany w 1830 roku w Puszczy Białowieskiej (zbiory MiIZ PAN) rycina wykonana według rysunku Jana Feliska Piwarskiego, w: Feliks Paweł Jarocki, *Zubr oder der lithauische Auerochs* (Biblioteka Uniwersytetu Warszawskiego).



Ryc. 5. Skóra żyrafy ze zbiorów Muzeum i Instytut Zoologii PAN, po pożarze w 1935 roku Państwowego Muzeum Zoologicznego została ściągnięta z dermoplastu znajdującego się na wystawie z czasów Gabinetu Zoologicznego; (5a) w trakcie procesu digitalizacji, (5b) widoczne ślady nadpaleń (Fot. Pracownia Muzeum Zoologiczne MiIZ PAN).

Zbiory przyrodnicze, szczególnie te pochodzące z XVIII i XIX wieku (ryc. 2), najczęściej pozbawione są dokumentacji towarzyszącej (spisów, katalogów itp.), a nawet etykiet potwierdzających ich pochodzenie. Stąd niezwykle istotną aktywnością prowadzoną w muzeum przyrodniczym jest wdrażanie **badań proweniencyjnych** opartych na różnorodnych źródłach danych: ściśle przyrodniczych (w tym molekularnych), dokumentacyjnych (publikacje, katalogi, wykazy, ilustracje, archiwalia), czy też fizyko-chemicznych materiałów oraz substancji wykorzystanych do konserwacji i preparowania. Wykorzystanie wyników niezależnie prowadzonych projektów digitalizacji przez takie konsorcja jak **RCIN**[36], czy też **KSIB**[37], pozwala na prowadzenia badań proweniencyjnych w szerszym stopniu niż dotychczas, z uwzględnieniem rozwoju **cyfrowych usług wspierających środowisko i ekologię**.

W **Naukowej Kolekcji Zoologicznej MiIZ PAN** prowadzone są szeroko zakrojone badania proweniencyjne w ramach działalności Pracowni Muzeum Zoologiczne mające na celu ustalenie/potwierdzenie pochodzenia najcenniejszych eksponatów np. żubrów białowieskich pozyskanych w latach 1823 i 1830 (ryc. 3 i 4), sposobu ich preparowania i konserwacji, a także odtworzenia dokumentacji towarzyszącej, głównie poprzez badania zasobów archiwalnych w polskich oraz zagranicznych placówkach naukowych i muzeach przyrodniczych (ryc. 5).

Dariusz Iwan ORCID 0000-0003-0146-7916
Muzeum i Instytut Zoologii Polskiej Akademii Nauk

[36] Repozytorium Cyfrowe Instytutów Naukowych:
https://rcin.org.pl/dlibra/text?id=Projekty&language=pl
[37] Krajowa Sieć Informacji o Bioróżnorodności: https://www.ksib.pl/

Digitalizacja kolekcji ślimaków, zastosowanie technik obrazowania 2D i 3D

Dominika Mierzwa-Szymkowiak, Marcin Jan Kamiński, Marcin Raś

Słowa kluczowe: dobre praktyki, kolekcje zoologiczne, materiały suche i mokre, mięczaki, muszle ślimaków

Wraz z pojawieniem się innowacyjnych rozwiązań technologicznych, muzea przyrodnicze zintensyfikowały proces digitalizacji zbiorów malakologicznych, obejmujących okazy mięczaków. Globalny wysiłek cyfryzacji jest odpowiedzią na obserwowane od wielu lat wysokie wskaźniki wymierania bezkręgowców. Mięczaki to jedna z najbardziej zróżnicowanych grup zwierząt licząca około 70–100 tysięcy gatunków, obejmuje niemal 5 tysięcy taksonów zagrożonych wyginięciem[1]. W grupie mięczaków ginących dominują ślimaki[2]. Do najważniejszych zagrożeń należą fragmentacja i degradacja siedlisk, chemizacja rolnictwa, wprowadzanie gatunków nierodzimych i inwazyjnych, zanieczyszczenia wód, emisja gazów cieplarnianych powodująca zmiany temperatury, pH i natlenienia wód, a także katastrofy ekologiczne, takie jak wycieki

[1] G. Rosenberg, 2014, *A new critical estimate of named species–level diversity of the recent Mollusca*, „American Malacological Bulletin" 32(2), s. 308–322.
P. Bouchet, S. Bary, V. Héros, G. Marani, 2016, *How many species of molluscs are there in the world's oceans, and who is going to describe them?* [w:] V. Héros, E. Strong, P. Bouchet (red.), *Tropical Deep–Sea Benthos*, Muséum national d'Histoire naturelle: Paris, t. 29, s. 9–24.

[2] H. Peters, B.C. O'Leary, J.P. Hawkins, K.E. Carpenter, C.M. Roberts, 2013, *Conus: First comprehensive conservation Red List assessment of a marine gastropod mollusc genus*. PLoS ONE, DOI: DOI: 10.1371/journal.pone.0083353.
R.H. Cowie, C. Régnier, B. Fontaine, P. Bouchet, 2017, *Measuring the sixth extinction: what do mollusks tell us?*, „The Nautilus" 131, s. 3–41.

ropy[3]. W przypadku zmian naturalnych, które są na ogół długotrwałe, mięczaki stopniowo przystosowują się do nich. Natomiast zmiany antropogeniczne, które są często gwałtowne, uniemożliwiają organizmom dostosowanie się do nowych warunków, co zagraża ich przetrwaniu. W konsekwencji, pozyskanie ze środowiska naturalnego wielu gatunków mięczaków do celów naukowych staje się coraz trudniejsze, a w niektórych przypadkach nawet niemożliwe. Takie okoliczności sprawiają, że zbiory mięczaków deponowane przez dekady w muzeach nabierają wyjątkowej wartości. W wielu sytuacjach muzea stanowią jedyne miejsca, gdzie specjaliści mogą badać okazy gatunków rzadkich, zagrożonych wyginięciem lub już wymarłych. Mięczaki to grupa zwierząt charakteryzująca się nie tylko bogactwem gatunkowym, ale także kosmopolitycznym rozmieszczeniem i różnorodnością zajmowanych siedlisk. Dzięki temu badania muszli i tkanek mięczaków stanowią bogate źródło wielu danych. Informacje dotyczą przede wszystkim warunków, w jakich rozwijały się poszczególne gatunki oraz zmian zachodzących w środowiskach ich życia[4]. Zbiory mięczaków znajdują również szerokie zastosowanie w **interpretacji środowisk istniejących w przeszłości** rozumianej w sensie geologicznym oraz w rekonstrukcji warunków środowiskowych i klimatycznych[5]. Wiele danych o środowisku dostarczają analizy morfometryczne, strukturalne, chemiczne, mineralne i krystalograficzne muszli gatunków kopalnych w zestawieniu ze współczesnymi[6]. W tym kontekście, zbiory są postrzegane jako swoiste **„archiwa środowiskowe"** i **„wskaźniki zmian środowiska"**, które pozwalają udokumentować ważne procesy, jak pustynnienie lądów, ocieplenie, zakwaszenie i odtlenienie wód oceanicznych w różnych regionach świata[7].

---

[3] S. Chiba, K. Roy, 2011, *Selectivity of terrestrial gastropod extinctions on an oceanic archipelago and insights into the anthropogenic extinction proces*, „Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America" 108, s. 9496–9501.
L.M. Parker, P.M. Ross, W.A. O'Connor, H.O. Pörtner, E. Scanes, J.M. Wright, 2013, *Predicting the response of molluscs to the impact of ocean acidification*, „Biology (Basel)" 2: 651–692.
H. Peters i in., 2013, *Conus: First comprehensive*…, https://doi.org/10.1371/journal.pone.0083353; Cowie i in., 2017, *Measuring the sixth extinction*…, 3–41.

[4] S. Milano, G. Nehrke, A.D.Jr. Wanamaker, I. Ballesta–Artero, T. Brey, B.R. Schöne, 2017, *The effects of environment on Arctica islandica shell formation and architecture*, „Biogeosciences" 14, s. 1577–1591.

[5] Y. Yanes, 2015, *Stable isotope ecology of land snails from a high–latitude site near Fairbanks, interior Alaska, USA*, „Quaternary Research" 83, s. 588–595; S. Milano i in., 2017, *The effects of environment...*, s. 1577–1591.

[6] S. Milano i in., 2017, *The effects of environment*…, s. 1577–1591.

[7] K.R. Brom, T. Brachaniec, 2014, *Historia zapisana*…, s. 269–271; H. Fortunato, 2015, *Mollusks: Tools in environmental and climate research*, „American Malacological Bulletin", 33, s. 1–15.
Z.S. Amr, M.H. Najajreh, M. Zawahrah, E. Neubert, E.N. Handal, M.A. Abu Baker, M.B. Qumsiyeh, 2018, *Diversity and ecology of the land snails of the Palestinian Territories of the West Bank*, „Zoology and Ecology" 28, s. 25–35.

Szacuje się, że jedynie 8% zbiorów przyrodniczych przechowywanych w muzeach zostało zdigitalizowanych, podczas gdy pozostałe 92% nie posiada dokumentacji cyfrowej. Dane o gatunkach zwierząt pochodzące z publikacji są nieporównywalne z ogromem informacji, które można uzyskać z digitalizacji kolekcji. Opracowania bazujące na zbiorach najczęściej dotyczą pojedynczych okazów danego gatunku, specyficznych lokalizacji i siedlisk. W efekcie metadane dostępne w literaturze naukowej okazują się niewystarczające do badań nad bioróżnorodnością i rzeczywistym rozmieszczeniem poszczególnych gatunków[8].

Niezarejestrowane w bazach danych informacje dotyczące okazów mięczaków i innych grup zwierząt przechowywanych w muzeach określa się mianem **„ciemnych danych"** – niewidocznych i niedostępnych online. Współczesne działania digitalizacyjne zmierzają do powstania elektronicznych katalogów uwzględniających wszystkie okazy zgromadzone w muzeach (zamiast kilku przedstawicieli gatunku)[9]. Planowane jest również łączenie cyfrowych obrazów okazów z informacjami o miejscu i dacie pozyskania zbioru, co umożliwi analizowanie m.in. bioróżnorodności, zoogeografii i geochronologii. Digitalizacja zapewni również dostęp do danych o miejscach przechowywania zbiorów mięczaków stanowiących źródło materiałów genetycznych, a także podstawę do badań morfologicznych, ewolucyjnych i ekologicznych.

Digitalizacja zbiorów mięczaków to długotrwały i złożony proces zamiany fizycznych okazów w dostępne cyfrowo zasoby. Dokonuje się dzięki zaangażowaniu licznych specjalistów z całego świata. Podjęty wysiłek umożliwi w przyszłości opracowanie skutecznych strategii ochrony bioróżnorodności i zarządzania jej zasobami.

Cele digitalizacji okazów ślimaków. Głównym celem digitalizacji jest utworzenie cyfrowego muzeum obejmującego elektroniczny katalog zbiorów zawierających szczegółowe opisy i dokumentację wizualną okazów. W przypadku kolekcji ślimaków takie katalogi umożliwiają szybką ewidencję, systematyzację i wyszukiwanie materiałów według określonych kategorii. Zapewniają efektywne zarządzanie zbiorami, usprawniają kwerendy i oceny konserwatorskie, a także obrót materiałów w kraju i zagranicą w formie wirtualnych wypożyczeń. Dodatkowym celem digitalizacji jest **zabezpieczenie kruchych i delikatnych okazów muzealnych** jakimi są muszle ślimaków. Staje się to możliwe dzięki ograniczeniu fizycznego kontaktu z okazami i minimalizowaniu ryzyka ich uszkodzenia, zniszczenia

[8] P. Sierwald, R. Bieler, E.K. Shea, G. Rosenber, 2018, *Mobilizing Molluscs: Status update on mollusk collections in the U.S.A. and Canada*, „American Malacological Bulletin" 36(2), s. 177–214.
[9] R. Hopman, 2024, *Snails, time, data: On the politics of mass–digitization and the possibility of data drift*, „Big Data & Society", DOI: 10.1177/20539517241267760 journals.sagepub.com/home /bds.

lub zagubienia. Ma to szczególne znaczenie w przypadku okazów ślimaków reprezentujących gatunki nowe dla nauki, endemiczne, rzadkie i zagrożone wyginięciem. Dotyczy to również okazów najstarszych, pochodzących z przełomu XVIII i XIX wieku, które cechują się wysoką wartością historyczną i unikalnym pochodzeniem.

Digitalizacja pozwala również na **wirtualne łączenie rozproszonych zbiorów** – np. określonych kolekcjonerów – zdeponowanych w różnych instytucjach. Scalanie danych pozwala analizować formy nabywania okazów, stałe lub czasowe miejsca przechowywania, sposoby gromadzenia, metody konserwacji i zabezpieczania, a także stopień opracowania. Digitalizacja stanowi dobre narzędzie ułatwiające **dokumentowanie proweniencji okazów**, czyli historii ich pochodzenia i istnienia od momentu pozyskania do chwili obecnej. Staje się zatem nieodzowna w procesie odzyskiwania tzw. strat wojennych, czyli dóbr przyrodniczych utraconych w wyniku działań wojennych.

Kolejnym ważnym celem digitalizacji jest **udostępnienie i popularyzowanie zbiorów**. Zwiększenie dostępności odbywa się poprzez prezentację rezultatów digitalizacji w postaci np. wyszukiwarek, publikacji i prezentacji w Internecie. Opisując cele digitalizacji wskazuje się, że jest to przede wszystkim sposób na zabezpieczenie dorobku poprzednich pokoleń i zachowanie go dla przyszłości. Digitalizacja jest zatem szansą na zabezpieczenie zbiorów malakologicznych, które podobnie jak inne materiały biologiczne ulegają stopniowej degradacji przede wszystkim pod wpływem czasu, ale także narzędziem ich utrwalenia i szerokiego wykorzystania w badaniach naukowych i edukacji.

Digitalizacja zbiorów muzealnych składa się z kilku kluczowych etapów:

1. **Ocena konserwatorska** – pierwszym krokiem jest ocena stanu zachowania okazów. Na jej podstawie określa się niezbędne zabiegi techniczne mające na celu zabezpieczenie materiałów przed degradacją.

2. **Tworzenie elektronicznego katalogu** – wprowadza się do bazy danych podstawowe informacje o okazach, takie jak:

- nazwa taksonu,
- miejsce i data zbioru,
- nazwisko zbieracza,
- nazwisko osoby, która oznaczyła okaz.

Dodatkowo katalog zawiera dane o formie i miejscu przechowywania materiałów w kolekcji. Każdy okaz lub seria okazów otrzymuje unikalny kod QR, który służy jako identyfikator graficzny i umożliwia powiązanie obrazów cyfrowych z metadanymi.

3. **Przygotowanie cyfrowego wizerunku okazów** – wykonuje się zdjęcia 2D,

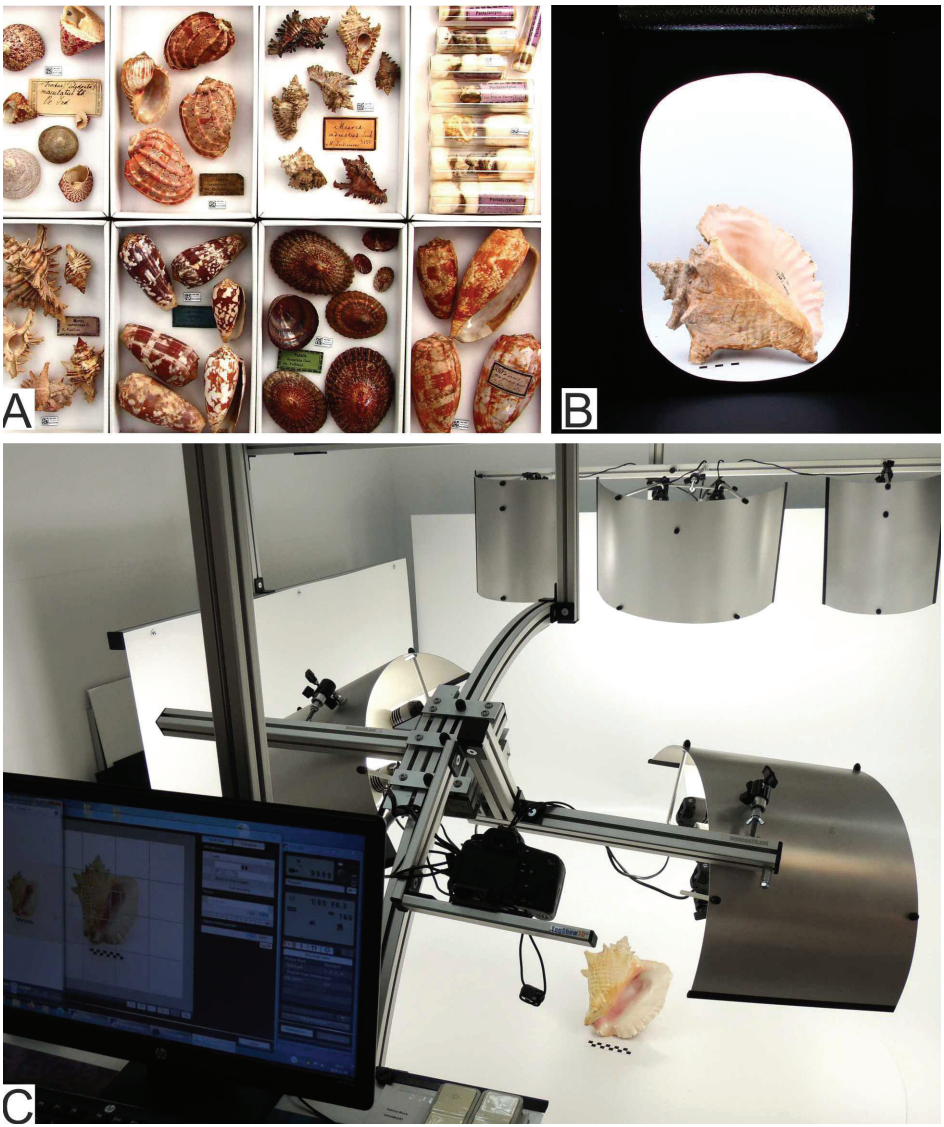
modele 3D i/lub obrotowe grafiki 360° oraz skanuje dokumentację towarzyszącą. Metody obrazowania i używany sprzęt dobiera się w zależności od planowanego przeznaczenia grafik – mogą być one wykorzystywane w celach naukowych, dydaktycznych, muzealnych, wystawienniczych i innych.

4. **Udostępnianie i archiwizacja** – obejmuje publikację cyfrowych obrazów i danych w Internecie oraz zabezpieczenie i archiwizację plików źródłowych, co zapewnia trwałość i dostępność zasobów w przyszłości.

Specyfika materiałów. Naukowa kolekcja malakologiczna przechowywana w Muzeum i Instytucie Zoologii PAN obejmuje około 800 tysięcy okazów mięczaków współczesnych (około 50% stanowią ślimaki) uporządkowanych według układu systematycznego. Oznacza to, że materiał jest podzielony na rodziny, a w ich obrębie na rodzaje i gatunki. Taki układ jest stosowany do materiału przechowywanego „na sucho" (Ryc. 1a) obejmującego muszle i preparaty histologiczne, a także „na mokro" zawierającego muszle i/lub ciała miękkie w płynach konserwujących. Materiały różnią się pod względem formy przechowywania, okresu pozyskania (od XVIII wieku do czasów współczesnych), miejsca pochodzenia (dominują materiały z Europy, Azji, Afryki i Ameryki Południowej), środowiska życia (gatunki lądowe, słodkowodne i morskie) i wielkości (okazy o rozmiarach muszli od około 1 mm do około 50 cm).

Zbiór jest wykorzystywany w badaniach morfologicznych, faunistycznych, zoogeograficznych, systematycznych, biochemicznych, molekularnych i historycznych. Zapewnienie przydatności materiałów do celów naukowych jest możliwe dzięki zaopatrzeniu prób (pojedynczych okazów lub serii okazów) w etykiety zawierające podstawowe dane. Informacje na etykietach obejmują nazwę taksonu, lokalizację, czyli dane skąd materiał pochodzi, nazwisko zbieracza (poprzedzone skrótem leg. = *legit*), datę zbioru i unikalny (niepowtarzalny w zbiorze) kod QR. Etykiety posiadają również szereg dodatkowych informacji obejmujących typ siedliska, formę i rok nabycia, nazwisko kolekcjonera (poprzedzone skrótem coll. = *collector*) i nazwisko osoby, która oznaczyła materiał (poprzedzone skrótem det. = *determinavit*).

Digitalizacja zbioru ślimaków rozpoczyna się od przygotowania elektronicznego katalogu zawierającego dane z etykiet i poglądowe fotografie przykładowych prób. Wiele muzeów, z uwagi na dużą liczbę okazów, ogranicza się do katalogowania i digitalizacji wyłącznie nowych nabytków. W przypadku istniejących zbiorów, priorytetowo traktowane są materiały o wysokiej wartości naukowej, takie jak okazy typowe, wyznaczane przez autorów nowych gatunków. Według Międzynarodowego Kodeksu Nomenklatury Zoologicznej, typ gatunku (lub typ deskrypcyjny) może być reprezentowany przez pojedynczy okaz (holotyp, neotyp lub



Ryc. 1. Specyfika materiałów i systemy fotograficzne. (a) Muszle ślimaków przechowywane „na sucho"; Digitalizacja muszli ślimaków: (b) Muszla *Aliger gigas* (Linnaeus, 1758) w namiocie bezcieniowym i (c) na specjalistycznym stole modułowego zestawu firmy TOP COOP (fot. Pracownia Muzeum Zoologiczne MiIZ PAN).

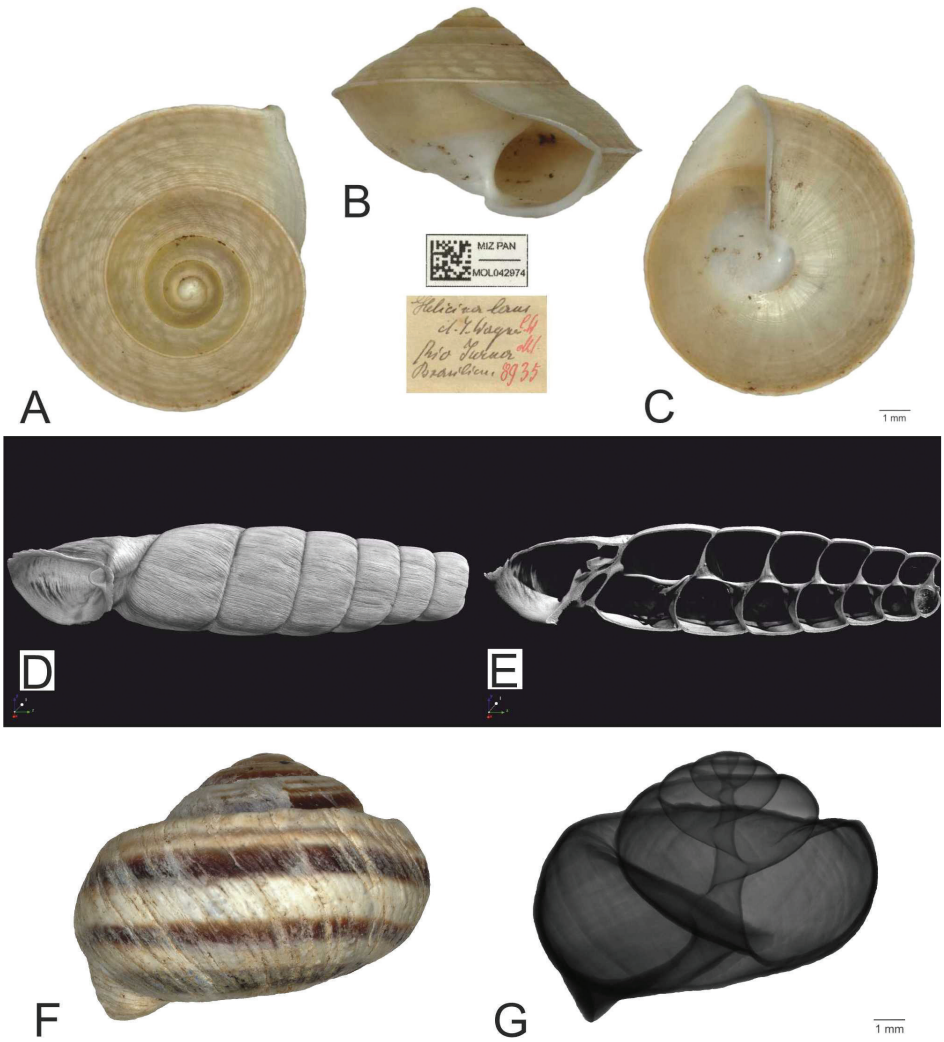
lektotyp) lub serię okazów (syntypy)[10]. Okazy ślimaków zazwyczaj są przechowywane w postaci muszli, które posiadają ważne dla identyfikacji cechy morfologiczne. Jednak w wielu przypadkach konieczne jest zabezpieczenie ciał miękkich. Systematyka ślimaków opiera się w dużym stopniu właśnie na częściach miękkich. Standardowa digitalizacja obejmuje muszle i preparaty mikroskopowe. Cyfryzacja ciał miękkich odbywa się tylko podczas badań naukowych, w trakcie których specjalista danej grupy mięczaków preparuje, a następnie zabezpiecza materiał.

Metody digitalizacji i rozwiązania sprzętowe. Digitalizacja 2D ślimaków odbywa się za pomocą modułowego zestawu fotografii firmy TOP COOP i przenośnych namiotów bezcieniowych (Ryc. 1b–c). Zestaw TOP COOP umożliwia skanowanie i tworzenie prezentacji okazów średniej wielkości (około 20–50 cm wysokości i szerokości). Całość jest wyposażona w automatyczną platformę osłoniętą z trzech stron tłami, statyw łukowy z automatycznym przesuwem aparatu wraz z oświetleniem i lampy stacjonarne. Specjalistyczny laser zamontowany w szczytowym punkcie statywu ułatwia pozycjonowanie okazu. Zestaw wykorzystywany jest przede wszystkim do pracy w trybie obrotowym jednoosiowym (360°). Synchronizacja obrotu platformy, przesuwu aparatu i oświetlenia, upraszcza i przyśpiesza tworzenie fotografii. Przekłada się to na czas digitalizacji okazu. Wykonanie serii 36 zdjęć przy automatycznym zatrzymywaniu się platformy co 10° wynosi około 15 min. Zdjęcia w formacie JPG i/lub RAW są wykonywane za pomocą aparatu CANON EOS 60D wyposażonego w obiektyw EFS 17–85 mm.

W procesie digitalizacji 2D okazów średniej wielkości można stosować także wspomniane wyżej przenośne namioty bezcieniowe z wbudowanym oświetleniem LED. Ten typ fotografii pozwala na otrzymanie wysokiej jakości grafik bez efektu cienia. Ściany namiotu są wykonane z materiału, który w ograniczony sposób przepuszcza światło, jednocześnie je rozpraszając. Dzięki temu wewnątrz komory otrzymuje się efekt równomiernego oświetlenia. Namioty można wykorzystać do digitalizacji, podczas której wykonujemy kilka fotografii okazu bez konieczności kontrolowania stopnia obrotu. Zdjęcia w formacie JPG i/lub RAW są wykonywane za pomocą aparatu CANON EOS 60D z obiektywem Sigma A 24–105 mm f/4.

Digitalizacja 2D i/lub 3D okazów małych rozmiarów (poniżej 10 cm) (Ryc. 2a–c, 2f) jest prowadzona za pomocą wielofunkcyjnego mikroskopu cyfrowego KEYENCE VHX–7000. Urządzenie umożliwia obserwację, obrazowanie, dokonywanie pomiarów, a także tworzenie barwnych map wysokościowych nierówności znajdujących się na powierzchni badanej muszli. Ruchoma kamera oraz rotacyjna podstawa mikroskopu pozwalają na szybką i łatwą obserwację okazu

[10] D. Iwan, 2007, *Rola muzeów przyrodniczych w badaniach bioróżnorodności*, „Wszechświat" 108 (4–6), s. 202–207.



Ryc. 2. Digitalizacja muszli ślimaków. (a–c) Muszla okazu typowego *Helicina laus* Wagner, 1905 w trzech podstawowych rzutach: górnym, bocznym i dolnym (obrazy z mikroskopu cyfrowego KEYENCE VHX–7000) (fot. Laboratorium Mikroskopii Skaningowej); (d–e) Muszla okazu typowego *Andiniella sztolcmani* (Poliński, 1922) (obrazy z mikrotomografu komputerowego BRUKER 1172 SKYSCAN) (fot. Pracownia Muzeum Zoologiczne); (f–g) Zdeformowana muszla *Caucasotachea vindobonensis* (Pfeiffer, 1828) w rzucie bocznym (obrazy z mikroskopu cyfrowego KEYENCE VHX–7000 i mikrotomografu komputerowego BRUKER 1172 SKYSCAN) (fot. Laboratorium Mikroskopii Skaningowej i Pracownia Muzeum Zoologiczne MiIZ PAN).

pod różnymi kątami. Ustawienia eucentryczne powodują, że muszla zawsze pozostaje w środku pola widzenia. Ponad 20× większa głębia ostrości w porównaniu z konwencjonalnym mikroskopem, zintegrowana kamera oraz zestaw narzędzi do pomiarów 2D oraz 3D pozwalają na oszczędność około 80% czasu przeznaczonego na pozycjonowanie, analizowanie i dokumentowanie detali charakterystycznych dla okazu. Dzięki zmotoryzowanej osi Z, mikroskop tworzy precyzyjne obrazy 3D, co stanowi wartość dodaną do standardowego widoku 2D. Mikroskop posiada kilka rodzajów oświetlenia: przechodzące, przechodzące spolaryzowane, odbite współosiowe (jasne pole) lub pod kątem (ciemne pole) i kontrast Nomarskiego. Pozwala to wybrać optymalne ustawienia kontrastu obserwowanych detali okazu przy jednoczesnym wyeliminowaniu refleksów świetlnych. Digitalizacja pojedynczego okazu za pomocą mikroskopu trwa około 20 minut. Grafiki w formacie TIFF lub JPG są automatycznie archiwizowane, co eliminuje ryzyko ich utraty.

W procesie **digitalizacji 3D** wykorzystywany jest także mikrotomograf rentgenowski BRUKER 1172 SKYSCAN. Urządzenie służy do badań okazów o niewielkich rozmiarach (poniżej 7 cm) (Ryc. 2d–e). W trakcie digitalizacji urządzenie wykonuje serię prześwietleń rentgenowskich. Pojedyncze prześwietlenie przedstawia mapę rozłożenia gęstości w badanym materiale zależnej od absorbcji promieni X. Kolejne prześwietlenia powstają pod innym kątem (po wykonaniu zdjęcia obiekt jest obracany o dany kąt). Proces jest długotrwały i może zająć nawet 20 godzin. Seria tysięcy zdjęć w formacie TIFF zostaje poddana dalszej obróbce polegającej na rekonstrukcji okazu (na podstawie pobranych fotografii odtwarzany jest obraz 3D w postaci zestawu grafik przedstawiających poszczególne warstwy badanego okazu). Zrekonstruowany zestaw plików graficznych w żądanym formacie (BMP, PNG, JPG itp.) jest podstawą do tworzenia przestrzennych wizualizacji okazu, prowadzenia pomiarów biometrycznych, opisania struktury zewnętrznej i wewnętrznej, a także uszkodzeń i defektów (Ryc. 2g).

Grafiki 2D i 3D okazów. Grafika 2D to inaczej grafika dwuwymiarowa, w której możemy określić dwa wymiary danego okazu muzealnego: szerokość i wysokość. Ten typ grafiki jest znany z tradycyjnych rysunków i ilustracji zamieszczanych w Internecie. Do obróbki grafik 2D stosuje się takie programy jak Adobe Photoshop, CorelDRAW i GIMP, które umożliwiają tworzenie i edycję obrazów w dwóch wymiarach. Grafika 3D oznacza grafikę trójwymiarową, która w odróżnieniu od swojego dwuwymiarowego odpowiednika posiada dodatkowy wymiar określający głębokość. Dodanie tego trzeciego wymiaru daje wrażenie przestrzenności obiektu. Grafika 3D jest wykorzystywana do tworzenia realistycznych modeli okazu. Do pracy z grafikami 3D stosuje się takie programy jak 3ds Max,

Blender, Z–Brusch, Amira–Avizo, Dragonfly, Meschlab, które umożliwiają modelowanie, animację i teksturowanie okazów trójwymiarowych. Zarówno grafiki 2D jak i 3D oddają z dużą dokładnością i bez zniekształceń cechy strukturalne okazu. Grafiki 2D otrzymywane są w procesie digitalizacji prowadzonej przede wszystkim przy użyciu aparatów i mikroskopów cyfrowych, natomiast 3D za pomocą mikrotomografu komputerowego. Digitalizacja muszli opiera się na wytycznych dla obiektów przestrzennych wyznaczonych przez **Narodowy Instytut Muzealnictwa i Ochrony Zabytków**[11].

Standard opisu, system wyszukiwania informacji, metody obrazowania, procedury postępowania z okazami i wytwarzanymi informacjami to kluczowe zagadnienia, nad którymi muzealnicy pracują od wielu lat[12]. Dyskusja, wymiana doświadczeń, wypracowanie wspólnych rozwiązań i **„dobrych praktyk"** pozwolą w przyszłości połączyć katalogi różnych instytucji w jeden ogólnodostępny system wyszukiwania danych o zbiorach. Należy w tym miejscu podkreślić, że materiały przyrodnicze mają różnorodne znaczenie i wielowątkową historię, którą trudno przenieść w całości na formę cyfrową. Właściwa interpretacja zawiłych wątków możliwa jest tylko dzięki konsultacjom z wykwalifikowaną kadrą muzealną. Dlatego projekty digitalizacji niosą za sobą konieczność powoływania zespołów z udziałem konserwatorów, inwentaryzatorów i opiekunów kolekcji[13].

Dominika Mierzwa–Szymkowiak ORCID 0000-0002-5851-5619
Muzeum i Instytut Zoologii Polskiej Akademii Nauk

Marcin Jan Kamiński ORCID 0000-0002-2915-0614
Muzeum i Instytut Zoologii Polskiej Akademii Nauk

Marcin Raś ORCID 0000-0002-6365-2386
Muzeum i Instytut Zoologii Polskiej Akademii Nauk

[11] W. Grochowska, A. Puzyna, A. de Rosset, Ł. Stawski, K. Zielonka–Kołtońska (red.), 2021, *Katalog dobrych praktyk digitalizacji obiektów muzealnych*, Narodowy Instytut Muzealnictwa i Ochrony Zabytków: Warszawa, s. 61.

[12] M. Mondzelewski, 2015, *Po co nam digitalizacja? Katalogi internetowe i wirtualne muzea. Nowe metodologie*, „Muzealnictwo" 56, s. 253–262.

[13] D. Galas (red.), 2011, *Zalecenia dotyczące planowania i realizacji projektów digitalizacyjnych w muzealnictwie*, Narodowy Instytut Muzealnictwa: Warszawa, s. 71.

Organizacja kolekcji owadów oraz metody ich digitalizacji

Łukasz Przybyłowicz

Słowa kluczowe: kolekcja entomologiczna, metody preparowania, sposoby przechowywania, zabezpieczenie kolekcji, techniki digitalizacji

Owady stanowią niezwykle zróżnicowaną grupą bezkręgowców, co sprawia, że ich odpowiednie preparowanie i przechowywanie wymaga stosowania różnorodnych technik[1]. Pozwalają one na właściwe zabezpieczenie okazów, uwzględniając przynależność systematyczną, wielkość okazu, stadium rozwojowe, stan w jakim jest on poddany preparacji, a także cel, w jakim jest konserwowany. Kolekcje owadów można podzielić na trzy główne grupy, w zależności od sposobu konserwacji i przechowywania: **kolekcje suche, mokre i preparatów mikroskopowych**.

Kolekcje suche, w których okazy są bezpośrednio naszpilone na specjalne szpilki entomologiczne, bądź naklejone na kartoniki, które następnie są przebite szpilkami. Okazy przechowywane są w szczelnych gablotach umieszczonych w dedykowanych szafach. W dużych kolekcjach liczących tysiące gablot coraz częściej stosuje się **regały przesuwne** (jezdne), które maksymalizują wykorzystanie dostępnej powierzchni magazynowej. Mogą one również zawierać pojemniki dedykowane pozostałym rodzajom zbiorów (mokre, szkiełka). Systemy regałów mogą być przesuwane za pomocą ręcznych pokręteł lub być zmotoryzowane (przesuwanie poprzez wciśnięcie guzika). Stosowanie takich systemów umożliwia maksymalne wykorzystanie powierzchni jednak może nie być optymalne do sprawnego i szybkiego poruszania się pomiędzy wszystkimi rzędami regałów jednocześnie. W większości kolekcji standardowe gabloty entomologiczne mają rozmiar 50×40×6 cm i są wyłożone specjalną białą pianką grubości ok. 10 mm.

[1] A.K. Walker, M.G. Fitton, R.I. Vane–Wright, D.J. Carter, 1999, Insects and other invertebrates, w: D. Carter, A. Walker (red.). Chapter 2: *Care and Conservation of Natural History Collections*, Oxford: Butterwoth Heinemann, s. 37–60.

Rekomendowana jest pianka Plastazote, która jest lekka, nietoksyczna, bezwonna i nie wchłania wody. W przypadku kolekcji drobnych okazów poręczne może okazać się wypełnienie gabloty specjalnymi tekturowymi tackami również wyłożonymi pianką. Umożliwiają one z jednej strony łatwiejszy dostęp i manewrowanie okazami podczas ich oznaczania, z drugiej dają możliwość szybkiej aranżacji gablot i przenoszenia poszczególnych tacek pomiędzy okazami co może być przydatne np. przy konieczności reorganizacji. Wewnątrz gabloty okazy mogą być ułożone w dowolny sposób jednak standardem jest układanie małej i średniej wielkości okazów w kilku, najczęściej 4 lub 5, kolumnach natomiast większych w rzędach poziomych. Zbiorcza nazwa gatunkowa bądź rodzajowa (nie mylić z etykietą determinacyjną) może być umieszczona zarówno nad lub pod okazami danego gatunku. Wybrany system powinien być jednak stosowany jednolicie w całej kolekcji. W przypadku motyli niekiedy układa się je dość ciasno tak aby skrzydło jednego okazu przykrywało delikatnie skrzydło kolejnego. Sposób ten umożliwia zaoszczędzenie miejsca w gablocie, co jest istotne w przypadku dużych serii okazów jednego gatunku. Pamiętać jednak należy, że utrudnia on późniejszą manipulację okazami zwiększając ryzyko ich uszkodzenia. W kolekcjach suchych przechowywana jest większość grup owadów, głównie w ich dorosłym stadium rozwojowym (imagines).

Kolekcje mokre, w których okazy przechowywane są w alkoholu (najczęściej 70% lub 100% alkohol etylowy) lub innym roztworze konserwującym, w szczelnych, najlepiej przezroczystych pojemnikach, które umieszcza się w szafach. Należy zwrócić szczególną uwagę na wybór odpowiednich pojemników, ponieważ niektóre materiały mogą sprzyjać parowaniu alkoholu. W miarę możliwości kolekcje mokre należy przechowywać w chłodnych pomieszczeniach, aby ograniczyć parowanie. Ten sposób dedykowany jest głównie stadiom rozwojowym, jak również grupom (rzędom) o delikatnej budowie i większych rozmiarach ciała takich jak jętki, widelnice czy owady bezskrzydłe.

Kolekcje preparatów mikroskopowych spotykane są wtedy, gdy okazy umieszczone są pomiędzy szkiełkiem podstawowym i nakrywkowym w trwałym medium. Preparaty przechowywane mogą być w płaskich tackach (wysuwanych z szafek lub oddzielnych, składanych) lub w odpowiednich standardowych pojemnikach z przegródkami. Zaletą pierwszego sposobu jest możliwość szybkiego odczytania etykiet i wstępnego zorientowania się jak wygląda preparat, wadą jest ryzyko pomieszania czy uszkodzenia szkiełek podczas przenoszenia czy przekładania tacek. Drugi sposób jest bezpieczniejszy dla preparatów, wymaga jednak przygotowania dokładnej bazy danych kolekcji, która umożliwi wyselekcjonowanie właściwego preparatu bez jego fizycznego oglądania. W kolekcjach mokrych

przechowywane są głównie drobne i delikatne owady takie jak mszyce, gryzki, pchły, wszoły czy drobne pasożytnicze błonkówki.

Każdy z tych typów kolekcji wymaga nie tylko innych sposobów preparacji, ale również specyficznego podejścia związanego z ich **długoterminowym utrzymaniem w odpowiedniej jakości**. Brak regularnego monitorowania kolekcji entomologicznych prowadzi do ich szybkiej degradacji, co obniża ich wartość naukową i wystawienniczą. Główne czynniki oddziałujące i wpływające negatywnie to:

– fizyczne zniszczenie (np. wysychanie kolekcji mokrych, rdzewienie szpilek);

– uszkodzenia spowodowane przez szkodniki (zjedzenie fragmentów okazów, zniszczenie całej zawartości gabloty);

– nadmierne oświetlenie (zanik barw, destrukcja materiału genetycznego, zatłuszczenie);

– zawilgocenie (rozwój pleśni na okazach, rdzewienie szpilek i innych metalowych detali, deformacja gablot i materiałów magazynowych).

Okazy preparowane na sucho to głównie chrząszcze, muchówki, motyle i błonkówki. Większe okazy przebijane są specjalnymi szpilkami entomologicznymi. W przypadku chrząszczy przebijana powinna być prawa pokrywa, mniej więcej w jednej czwartej jej długości licząc od podstawy. U pozostałych trzech grup (rzędów) szpilkę przebija się przez środek tułowia. Szpilki entomologiczne mają standardową długość 38 mm skorelowaną z wysokością standardowej gabloty entomologicznej, która wynosi około 60 mm. Dla wyjątkowo dużych okazów owadów, takich jak tropikalne chrząszcze, czy prostoskrzydłe, stosuje się szpilki dłuższe, lecz wymaga to przygotowania odpowiednich gablot.

Szpilki wykonywane są z dwóch rodzajów drutu stalowego: stali oksydowanej (czarne) lub stali nierdzewnej (srebrne). Te drugie są droższe, lecz cechują się znacznie większą odpornością na wilgoć a przez to rdzę. Zalecane do stosowania w wilgotnym klimacie, podczas wyjazdów terenowych, szczególnie w rejony tropikalne o dużej wilgotności (dżungla) lub niewielkie wyspy oceaniczne (sól w powietrzu). Szpilki entomologiczne różnią się również grubością (numeracja od 0 do 4), która powinna być dopasowana do wielkości owada. Specyficzną metodą naszpilania drobnych owadów (głównie muchówki, błonkówki i motyli) jest używanie tzw. minucji, czyli bardzo cienkich, krótkich szpilek (średnica 0,1–0,2 mm, długość ok. 12 mm). Okazy nabijane są zazwyczaj pod binokularem podobnie jak na standardowe szpilki entomologiczne. Minucje z kolei wbijane są w specjalne, wydłużone kostki z pianki osadzone na szpilkach entomologicznych nr 2. W wielu grupach owadów standardową techniką jest naklejanie nawet całkiem sporych

Ryc. 1. Przykład owadów przechowywanych jako okazy wysuszone i naszpilone. Motyl dzienny *Ornithoptera priamus* (Linnaeus, 1758). Okaz u góry spreparowany stroną grzbietową ku górze, okaz dolny spreparowany odwrotnie, stroną brzuszną ku górze. Przykład preparowania do celów wystawienniczych, aby pokazać różnice w ubarwieniu i deseniu spodniej i wierzchniej strony ciała (kolekcja Teofila Baldwina-Kiełczyńskiego, zbiory ISEZ PAN, fot. Ł. Przybyłowicz).

Ryc. 2. Stary zbiór owadów z XIX w. (błonkówki, pszczoły). Widoczne stare, odręcznie pisane etykiety. Większość okazów jest nieoznaczona (brak etykiet determinacyjnych). Nieliczne posiadają czerwone, drukowane etykiety z oznaczeniami dokonanymi przez badaczy opracowujących określone taksony. Okazy reprezentujące poszczególne gatunki ułożone są obok siebie a etykiety determinacyjne (ogólne) znajdują się powyżej nich. Widoczne są specjalne, krótkie szpilki służące do unieruchamiana etykiet zbiorczych (kolekcja Oktawiana Radoszkowskiego, zbiory ISEZ PAN, fot. Ł. Przybyłowicz).

okazów na specjalne kartoniki, które następnie nabijane są na szpilki entomologiczne. Stosowane są dwie metody. W przypadku chrząszczy zazwyczaj okazy układane są grzbietem ku górze z rozłożonymi odnóżami i czułkami i przyklejane w centralnej części kartonika. W przypadku błonkówek, muchówek i innych drobnych owadów kartoniki są w kształcie trójkąta, a okaz naklejany jest w pozycji bocznej na jego wierzchołek. Ważne jest, aby do naklejania stosować klej rozpuszczalny w wodzie, tak aby zawsze istniała możliwość łatwego odseparowania okazu od karteczki.

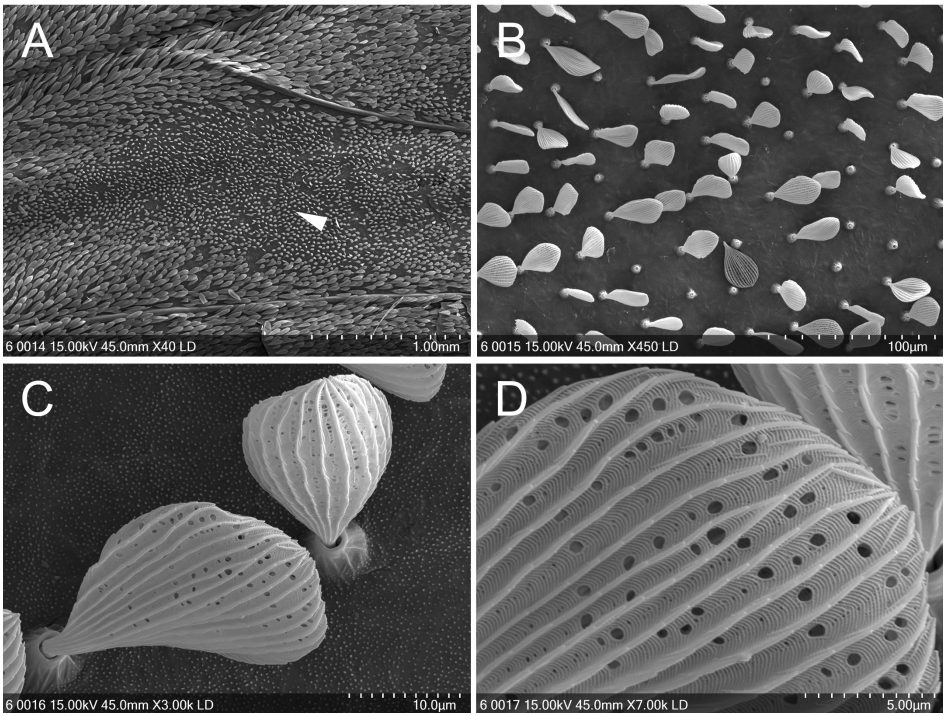
W większości przypadków preparowanie okazów nie jest możliwe bezpośrednio po ich uśmierceniu, gdy są one jeszcze wystarczająco miękkie. Zazwyczaj konieczne jest ich powtórne nawilżenie w celu uzyskania giętkości poszczególnych części ciała, a w szczególności odnóży i skrzydeł. W tym celu okazy należy umieścić w niewielkim, lecz szczelnie zamykanym naczyniu. Jeśli są naszpilone to na dnie naczynia należy umieścić kawałek pianki. Jeśli okazy są nienaszpilone, należy położyć je na podstawce np. szkiełku zegarkowym lub bezpośrednio na fragmencie pianki czy gąbki. Na dno naczynia należy nalać cienką warstwę (nie więcej niż 1 cm) ciepłej wody i szczelnie zamknąć naczynie. Należy pamiętać, aby okazy nie leżały bezpośrednio w wodzie.

Proces rozwilżania polega na tym, że okazy ulegają rozmiękczeniu poprzez wchłanianie wilgoci z powietrza a nie przez zanurzanie ich w wodzie. Bezpośredni kontakt z wodą powoduje sklejenie delikatnych błoniastych części skrzydeł, łusek, włosków i szczecin a także nadmierne rozmiękczenie całego ciała. Zazwyczaj okazy należy trzymać w pojemniku nie więcej niż 24 h (często zaledwie kilka godzin) i w dużej mierze zależy to od stopnia wyschnięcia okazów, długości ich przechowywania na sucho, wielkości czy stopnia schitynizowania.

Często w trakcie oznaczania spreparowanego materiału konieczne jest wykonanie **preparatów mikroskopowych z narządów rozrodczych**. Te drobne struktury morfologiczne nie powinny być wyrzucane lecz dołączane do kolekcji. Narządy mogą być przechowywane wraz z okazami w specjalnych małych pojemniczkach wypełnionych gliceryną, które mocuje się pod odpowiednim okazem. Alternatywnie można wykonać z nich trwałe preparaty mikroskopowe, które powinny tworzyć osobną kolekcję preparatów. W tym przypadku zarówno preparat jak i okaz powinny być zaopatrzone w unikalny kod (numer) umożliwiający ich późniejsze powiązanie. Taki system pozwala na łatwe odnalezienie odpowiednich elementów kolekcji w przyszłości, a także na prowadzenie badań z zachowaniem pełnej dokumentacji.

Dla zachowania porządku w kolekcji owadów najczęściej stosuje się podział systematyczny. W pierwszym etapie okazy rozdziela się według kategorii wyższej

Ryc. 3. Pokłonnik kamilla *Limenitis camilla* (Linnaeus, 1764) – pojedyncze zdjęcie wykonane w namiocie bezcieniowym bez dodatkowej obróbki, przy użyciu preselekcji przesłony (AV, A) i długiego czasu naświetlania. Rozmyte, jednorodne tło jest wynikiem umieszczenia okazu na cienkim sztyfcie, z dala od podstawy namiotu (zbiory ISEZ PAN, fot. Ł. Przybyłowicz).



Ryc. 4. Przykład zastosowania mikroskopu skaningowego do wizualizacji bardzo drobnych szczegółów budowy (łuski) skrzydła motyla (zbiory ISEZ PAN, fot. M. Wiorek, zdjęcie wykonano w Laboratorium Mikroskopii Elektronowej Skaningowej i Mikroanalizy, Instytut Nauk Geologicznych, Uniwersytet Jagielloński).

rangi, takich jak rzędy (np. muchówki, ważki, prostoskrzydłe). Taki podział zwykle nie wymaga specjalistycznej wiedzy ani korzystania z fachowej literatury – wystarczające mogą być ogólne informacje dostępne w Internecie, w tym powszechnie dostępne zdjęcia. W obrębie liczniejszych rzędów, takich jak chrząszcze, motyle, muchówki czy błonkówki, szybko rodzi się potrzeba bardziej szczegółowej systematyzacji okazów. Na poziomie rodzin, rodzajów, a ostatecznie gatunków, nieodzowna staje się wiedza specjalistyczna oraz dostęp do odpowiedniej literatury taksonomicznej. Po prawidłowym oznaczeniu każdy okaz powinien być zaopatrzony w indywidualną etykietę determinacyjną zawierającą nazwę łacińską, nazwisko osoby oznaczającej oraz rok. Bardzo ważne jest, aby nie ograniczać się do jednej wspólnej dużej etykiety/karteczki umieszczonej pod lub nad okazami. Podejście takie grozi ryzykiem utraty oznaczenia w przypadku wypięcia okazu np. w celu wypożyczenia czy użycia do ekspozycji. Nazwisko osoby oznaczającej to ważna informacja o tym jak rzetelne może być oznaczenie i jest często przydatna przy weryfikacjach oznaczeń dla celów naukowych, po wielu latach od ich wykonania lub/i w przypadku grup trudnych taksonomicznie. W praktyce duże kolekcje naukowe charakteryzują się nierównomiernym stopniem szczegółowości systematyzacji, co zależy od specjalizacji kuratorów, naukowców oraz obsługi technicznej odpowiedzialnej za zarządzanie kolekcją.

Zabezpieczanie kolekcji. Kolekcje entomologiczne są bardzo wrażliwe na działanie szkodników magazynowych a w szczególności chrząszczy z rodziny skórnikowatych (*Dermestidae*)[2]. W celu zapobieżenia ich obecności stosuje się rozmaite metody:

– wymrażanie gablot w standardowych zamrażarkach szufladowych o odpowiedniej wielkości, w których gabloty powinny być przetrzymywane ok. 10 dni;

– wygrzewanie w specjalnych suszarkach do temperatury ok. + 55°C przez kilka dni (należy pamiętać, że ta metoda niszczy materiał genetyczny i powinna być stosowana tylko w wyjątkowych przypadkach);

– stosowanie ogólnie dostępnych w handlu środków chemicznych przeciwko szkodnikom magazynowym w formie tacek, płytek, itp.;

– przetrzymywanie kolekcji w specjalnie do tego celu przygotowanych pomieszczeniach magazynowych bez okien i ze szczelnymi drzwiami, w których panuje stabilna, nieco obniżona temperatura (ok. + 20°C) i wilgotność na poziomie ok. 50%. Najlepszym rozwiązaniem jest pomieszczenie klimatyzowane.

– rygorystyczne przestrzeganie kwarantanny wszelkich materiałów włączanych do kolekcji.

[2] J. Stone, D.S. Sikes, 2018, *Larger insect collection specimens are not more likely to show evidence of apparent feeding damage by dermestids (Coleoptera: Dermestidae)*, „AKES Newsletter" 11/1, s. 5–8.

W każdej kolekcji, niezależnie od jej rodzaju, znajdują się **okazy o szczególnej wartości**. W dużych kolekcjach naukowych są to przede wszystkim **typy deskrypcyjne**, a więc okazy stanowiące podstawę naukowego opisu nowego gatunku i mające zasadnicze znaczenie dla decyzji nomenklatorycznych. Do cennych okazów mogą należeć również obiekty historyczne, bardzo stare lub zakonserwowane w unikalny sposób, na przykład przebite szpilką z bambusa albo naklejone na płytkę z naturalnej miki. W kolekcjach wystawienniczym szczególnie cenne są okazy drogie, rzadkie lub o wyjątkowych walorach ekspozycyjnych (np. spreparowane w naturalnej przyżyciowej pozycji).

Cenne okazy mogą być zabezpieczone poprzez wyraźne oznaczenie gabloty, pudła lub teczki, w których się znajdują. Można też wydzielić specjalne miejsce (szafka, większy pojemnik), gdzie przetrzymuje się takie okazy. W szczególnych przypadkach można rozważyć zakup szafy ognioodpornej lub sejfu, gdzie przetrzymywane będą najcenniejsze obiekty (np. inkluzje w bursztynie). Zawsze należy prowadzić rejestr takich okazów w formie odrębnego dokumentu lub dedykowanego pola w bazie danych kolekcji, co ułatwia ich identyfikację i ochronę.

Kolekcje owadów, niezależnie od ich przeznaczenia, zazwyczaj wykorzystywane są nie tylko przez ich właściciela czy kuratora[3]. Okazy mogą być **wypożyczane w celach naukowych**, służyć **w celach ekspozycyjnych czy edukacyjnych**, a także być przedmiotem wymiany lub darowizny. Nawet jeśli podczas organizacji kolekcji działania takie nie są traktowane priorytetowo, to w miarę upływu czasu i powiększania się kolekcji potrzeba ich regulacji staje się zwykle coraz bardziej konieczna. Dlatego też warto już na samym początku stworzyć **odpowiednie szablony dedykowane różnym rodzajom wypożyczeń**. Należy również pamiętać o precyzyjnym identyfikowaniu zarówno okazów wypożyczanych, jak i ich miejsca w kolekcji. **Cała tego typu dokumentacja powinna być archiwizowana w formie cyfrowej jako skany rewersów, umów czy protokołów**. Niezależnie od tego każdy wypożyczany okaz powinien być zaopatrzony w niewielką etykietkę z informacją o nazwie kolekcji, dacie wypożyczenia, numerze rewersu oraz numerze katalogowym okazu. W kolekcjach zdigitalizowanych można podpiąć etykietę z kodem QR z akronimem kolekcji. Z kolei w miejscu, w którym w kolekcji znajdował się wypożyczany okaz należy wpiąć etykietę z informacją kto i kiedy go wypożyczył. Bardzo dobrą praktyką jest dołączanie do wszelkich rewersów ogólnych zdjęć wypożyczanego materiału. Całość dokumentacji papierowej powinna być przetrzymywana w osobnym segregatorze. Przesyłanie okazów jest odrębnym zagadnieniem, które wymaga szczególnej uwagi.

[3] A.E, Z. Short, T. Dikow, C.S. Moreau, 2018, *Entomological collections in the age of big data*, „Annual Review of Entomology" 63, s. 513–530.

Ryc. 5. Szafa, w której przechowywane są zbiory drobnych bezkręgowców jako stałe preparaty na szkiełkach mikroskopowych. Widoczne pojemniki/pudła mieszczące po 100 preparatów. Każde z nich jest odpowiednio opisane a dane wprowadzone do bazy danych (kolekcja skoczogonków Collembola ISEZ PAN, fot. Ł. Przybyłowicz).

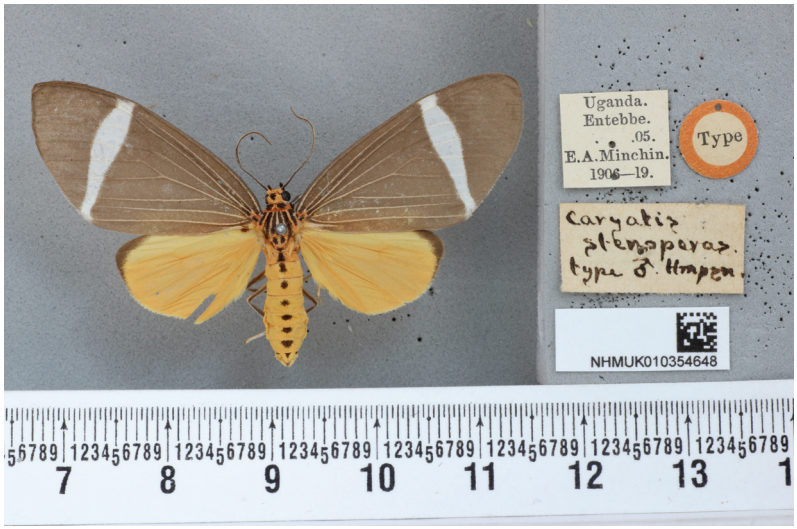
Ryc. 6. Magazyn zbiorów entomologicznych suchych (zbiory ISEZ PAN, fot. Ł. Przybyłowicz).

W każdej kolekcji powinny być wypracowane standardy jednoznacznie wskazujące, które **okazy dostępne są do badań jedynie na miejscu** (zazwyczaj w kolekcjach naukowych są to typy deskrypcyjne), które mogą być transportowane jedynie własnoręcznie i wreszcie które mogą być wysyłane pocztą. Te ostatnie powinny być szczególnie dobrze zabezpieczone przed zniszczeniem. Okazy powinny być umieszczone w niewielkim pojemniku wyłożonym pianką i zabezpieczone (np. duże motyle, prostoskrzydłe czy większe etykietki) przed obracaniem na szpilce. Robi się to poprzez wbicie kilku szpilek entomologicznych przy samym okazie lub kartoniku. Jeśli w jednym pojemniku znajduje się więcej okazów (w szczególności należących do różnych gatunków) to jego dno można wyłożyć cienką warstwą waty, która sprawia że oderwane w transporcie fragmenty okazów (najczęściej odwłoki) nie przemieszczają się bezwładnie niszcząc pozostałe okazy.

Pojemnik z okazami powinien być umieszczony w większym pudełku, które należy zabezpieczyć warstwą redukującą wstrząsy, np. płatkami styropianowymi, folią bąbelkową lub ścinkami tektury. Ważne jest, aby warstwa ochronna nie była upakowana zbyt ciasno, gdyż redukuje to jej właściwości amortyzujące. Przesyłki z okazami należy wysyłać najszybszą możliwą opcją bez względu na zwiększone koszty. Wysyłanie materiałów drogą morską lub pociągiem znacznie zwiększa ryzyko zniszczenia lub zagubienia okazów.

Cel prowadzonych działań – nauka, wystawiennictwo, edukacja, popularyzacja. Sposób przechowywania okazów zależy od celu, jakiemu mają służyć. W **kolekcjach naukowych** kluczowe jest właściwe etykietowanie każdego okazu. Niedopuszczalne jest stosowanie etykiet zbiorczych, chyba że większa liczba osobników znajduje się np. w pojedynczej fiolce wypełnionej płynem konserwującym lub na jednym szkiełku. Natomiast każdy naszpilony okaz musi mieć swoją etykietkę lokalizacyjną. Należy zdecydowanie unikać etykiet tymczasowych zawierających skróty, symbole czy odręczne dopiski, gdyż zwiększa to ryzyko późniejszego błędnego odczytania tych informacji. Należy również bezwzględnie unikać włączania do zbioru grup okazów z jedną zbiorczą etykietką lokalizacyjną (np. kilkanaście okazów na osobnych szpilkach, ale oznaczonych jedną etykietą przymocowaną do osobnej szpilki). Takie podejście stwarza ogromne ryzyko pomieszania etykiet a w konsekwencji błędnego zaetykietowania okazów, co w przypadku późniejszych badań naukowych prowadzi do zupełnie nieprawdziwych wyników. Nawet jeśli szczegółowa informacja towarzysząca okazowi znajduje się już w bazie danych, naszpilona etykieta powinna zawierać kilka niezbędnych danych. Są nimi:

- lokalizacja stanowiska: możliwie dokładna najlepiej z podaniem nazw geograficznych bardziej ogólnych a następnie bardziej precyzyjnych,
- data zebrania,
- nazwisko zbierającego.



Ryc. 7. Zdjęcie dokumentacyjne dedykowane do wizualizacji szczególnie cennych okazów kolekcji suchej. Na tym samym zdjęciu widoczny jest okaz oraz przypisane do niego wszystkie etykiety, wraz ze skalą pozwalającą na ocenę wielkości okazu. Rodzaj zdjęcia przeznaczonego w szczególności do archiwizacji kolekcji i jej naukowego udostępniania (zbiory NHMUK, Londyn; fot. Ł. Przybyłowicz).

Opcjonalnie etykieta może zawierać informacje dodatkowe o wysokości nad poziomem morza czy koordynaty geograficzne stanowiska. Oprócz tych danych na etykiecie (lub drugiej, dodatkowej) można umieścić wszystkie dodatkowe informacje o okazie np. dotyczące siedliska, sposobu odłowu, stadium rozwojowego czy rośliny, na której był odłowiony.

Zbiory wystawiennicze i popularyzacyjne w szczególności powinny zawierać okazy gatunków atrakcyjnych wizualnie. Niezbędne jest, aby były one w nienaruszonym stanie oraz estetycznie spreparowane. Przygotowanie takich okazów wymaga często wysokich umiejętności i cierpliwości, aby ukazać owady w naturalnych pozycjach, takich jak polująca modliszka, chrząszcz z rozpostartymi pokrywami czy motyl z rozwiniętą ssawką.

Zbiory edukacyjne powinny w szczególności zawierać okazy rozpoznawalne przez osoby niebędące entomologami oraz takie, które w jasny sposób tłumaczą specyficzne zjawiska i zależności ekologiczne. Mogą to być zarówno gatunki duże i atrakcyjne, jak i bardzo małe. Przykładem mogą być szkodniki magazynowe i rolnicze, gatunki inwazyjne, owady niebezpieczne i jadowite, ale również takie, które ilustrują różne zjawiska i procesy biologiczne (mimikra, kamuflaż, barwy odstraszające). Takie okazy stanowią doskonały materiał do przekazywania wiedzy na temat różnorodności biologicznej i złożoności procesów ekologicznych.

Techniki digitalizacji kolekcji. Tworzenie **bazy danych** jest pewną formą digitalizacji kolekcji, która umożliwia przeniesienie danych z formy papierowej na cyfrową. Rozszerzeniem tej metody jest stworzenie **cyfrowej kopii okazu**, co umożliwia zastosowanie różnych technik obrazowania[4]. Najpowszechniejszą jest fotografia. W najprostszej formie polega ona na zastosowaniu aparatu, najczęściej bezlusterkowego oraz odpowiedniego obiektywu dedykowanego do makrofotografii, który umożliwi odwzorowanie w skali większej niż 1:1. Aparat powinien być zamontowany na stabilnym statywie reprodukcyjnym (duży, ciężki) i zaopatrzony w system oświetlenia bezcieniowego. Wskazany jest namiot bezcieniowy. Istotne jest również dobranie neutralnej barwy światła (ok. 5500–6000K). Przy wykonywaniu zdjęć ważne jest ustalenie możliwie dużej głębi ostrości, dlatego też najczęściej używanym trybem fotografowania jest preselekcja przesłony (tryb AV lub A) i ustawienie możliwie dużej jej wartości. Obecnie bardzo powszechne jest składanie zdjęć (*stacking*), do czego można wykorzystać różne darmowe programy dostępne w sieci.

Do celów archiwizacyjnych często wykonuje się również **zdjęcie okazu oraz jego etykiet**. Można to zrobić na dwóch odrębnych zdjęciach (wtedy jakość zdjęcia owada jest zwykle dużo wyższa) lub na jednym zdjęciu. W tym drugim przypadku unika się ryzyka zagubienia lub pomylenia zdjęcia etykiet. Przy tworzeniu zdjęć z etykietami konieczne jest skonstruowanie podstawy, która umożliwia jednoczesne umieszczenie owada na szpilce oraz rozłożenie etykiet w płaszczyźnie ostrości. W przypadku zdjęć wykonywanych jedynie okazom na szpilkach warto skonstruować podstawę o jasnym tle i wąskiej, kilkunastocentymetrowej kolumience (np. z wkładu do długopisu) wypełnionej na wierzchołku plasteliną. Konstrukcja taka umożliwia osadzenie okazu w dużej odległości od podstawy a przez to wykonanie zdjęcia okazu na jednolitym, jasnym, neutralnym tle pozbawionym jakiejkolwiek faktury. **Drobne okazy** na szpilkach bądź naklejone na kartoniki mogą być **fotografowane jedynie pod binokularem** przy użyciu sprzężonej z nim kamery bądź aparatu. W wielu przypadkach producenci takich systemów oferują również dedykowane oprogramowanie umożliwiające obróbkę zdjęć, ich składanie a nawet wykonywanie serii według zaprogramowanego schematu (od góry do dołu z takim samym skokiem).

Odmienną techniką jest **fotografowanie całych gablot**[5]. Umożliwia ono szybkie zdigitalizowanie znacznej części kolekcji. Dzięki temu podejściu można

[4] C.L. Häuser, A. Steiner, J. Holstein, M. Scoble, 2005, *Digital Imaging of Biological Type Specimens. A Manual of Best Practice*, ENBI: Stuttgart.

[5] O. Holovachov, A. Zatushevsky, I. Shydlovsky, 2014, *Whole–Drawer Imaging of Entomological Collections: Benefits, Limitations and Alternative Applications*, „Journal of Conservation and Museum Studies" 12/1, s, 1–13.

przeglądać dużą liczbę okazów bez potrzeby otwierania i przeszukiwania gablot. Po udostępnieniu zdjęć online badacze mogą łatwo sprawdzić zawartość kolekcji i wyselekcjonować interesujące ich okazy do dalszych badań. Postęp techniczny, zwłaszcza w zakresie rozdzielczości zdjęć, umożliwia uzyskanie z pojedynczej fotografii szczegółowych zdjęć poszczególnych okazów lub płynne powiększanie obrazu w celu analizy detali. Jest to szczególnie przydatne w sytuacjach, gdzie szybki dostęp do przeglądu kolekcji stanowi istotną wartość dodaną.

W konkretnych przypadkach, zwłaszcza przy szczegółowych badaniach naukowych, można posłużyć się bardziej zaawansowanymi technikami obrazowania. Chociaż nie nadają się one do masowej digitalizacji kolekcji ze względu na wysokie koszty jednostkowe, oferują unikalne możliwości analizy. **Wykorzystanie mikroskopu skaningowego** pozwala na odwzorowanie struktury zewnętrznej okazów lub ich fragmentów, jednak zazwyczaj wymaga rozczłonkowania lub zniszczenia materiału, ponieważ konieczne jest napylenie próbek cienką warstwą złota. Wizualizację struktur wewnętrznych umożliwia tomografia komputerowa, która jest jednak bardzo droga i wykorzystywana jest właściwie jedynie do specjalistycznych badań naukowych[6].

Fotografia w promieniowaniu UV umożliwia wizualizację barw ukrytych przed ludzkim wzrokiem i może być wykorzystywana zarówno w badaniach, jak i w celach wystawienniczo–edukacyjnych, dodając unikalny walor estetyczny i informacyjny.

Istotne znaczenie związane z jakością wykonywanych zdjęć ma sposób ich zapisu. Dostępne są **trzy podstawowe standardy: JPG, TIFF oraz RAW**. Format JPG stosowany jest najczęściej, gdyż umożliwia dobre odwzorowanie obiektu, a jednocześnie zdjęcie nie zajmuje dużo pamięci. Jest to istotne np. przy wykonywaniu zdjęć dużej liczby obiektów albo zdjęć, które będą składane. Format TIFF cechuje znacznie wyższa jakość zdjęcia nawet przy wykonaniu dużych powiększeń, co ma znaczenie np. przy ich wykorzystaniu w celach wystawienniczych, choć pliki TIFF zajmują znacznie więcej miejsca. Format RAW umożliwia właściwie dowolną zmianę parametrów zdjęcia bez utraty jego jakości. Jednak duży rozmiar plików RAW oraz konieczność korzystania z dedykowanego oprogramowania sprawiają, że nie jest to najlepszy wybór do celów czysto archiwizacyjnych.

Nowe materiały. Kolekcje entomologiczne, zwłaszcza instytucjonalne, są regularnie wzbogacane nie tylko przez materiały gromadzone przez ich

[6] S.S. Moraes, M.S. Söderholm, T.M.C. Aguiar, A.V.L. Freitas, P. Sihvonen, 2023, *Micro–CT imaging in species description: exploring beyond sclerotized structures in lichen moths (Lepidoptera: Erebidae, Arctiinae, Lithosiini)*, "PeerJ", 11: e15505, DOI: 10.7717/peerj.15505.

kustoszy czy pracujących na nich naukowców. Ważnym źródłem wzbogacającym kolekcje są **darowizny i zakupy innych zbiorów** oraz kolekcji często prywatnych. Implikuje to szereg kwestii dotyczących samej kolekcji (nie licząc aspektów prawnych czy formalnych).

Po pierwsze jest to kwestia nagłego, jednoczesnego przybycia znacznej liczby gablot, pojemników i archiwów. Jednym z kroków powinno być poddanie nowych materiałów kwarantannie, aby wyeliminować ewentualne szkodniki. Najczęściej stosowaną metodą jest wymrażanie. Następnie konieczne jest podjęcie decyzji, czy nabytek zostanie zachowany jako odrębna część kolekcji, czy też włączony do zbioru głównego. Decyzję tę podejmuje główny opiekun kolekcji, biorąc pod uwagę obowiązujące procedury oraz kilka kluczowych czynników. Często darowane kolekcje przechowywane są w gablotach o różnych rozmiarach i jakości zabezpieczeń przed szkodnikami, co może przemawiać za ich przepięciem i włączeniem do kolekcji głównej. Puste gabloty mogą być wykorzystywane w celach pokazowych czy edukacyjnych. Jednak w przypadku kolekcji o wartości historycznej istotne mogą być również ich oryginalny wygląd, sposób etykietowania i metody preparowania, które stanowią dodatkową **niematerialną wartość zbioru**. Pozyskane zbiory mogą też stanowić kompleksową, bardzo szczegółową reprezentację jakiejś grupy owadów gromadzonych np. przez wybitnego specjalistę. Wówczas ich rozczłonkowanie może spowodować zmniejszenie ich wartości naukowej lub narażenie na zniszczenie poprzez rozproszenie wśród większej liczby okazów/gablot. Decyzja o wcieleniu lub pozostawieniu kolekcji powinna być zawsze podejmowana indywidualnie po szczegółowej ocenie zbioru biorąc pod uwagę aspekty naukowe, materialne, historyczne i estetyczne. Niemniej istotne jest **archiwizowanie wszelkich informacji związanych z danymi zbiorami** nawet jeśli zostały już przeniesione na formę cyfrową. Nie tylko podnoszą one niematerialną wartość kolekcji, ale w przyszłości mogą stanowić źródło badań historiograficznych, a także dostarczyć nieznanych szczegółów dotyczących zbioru i jego twórcy.

Ze względu na specyfikę materiałów i sprzętu wykorzystywanego do organizacji i utrzymania kolekcji entomologicznych, większość z nich można nabyć wyłącznie w wyspecjalizowanych sklepach internetowych. Jest to szczególnie istotne w przypadku akcesoriów o wysokim stopniu specjalizacji, takich jak gabloty, szpilki entomologiczne czy dedykowane pojemniki do przechowywania okazów. **Zasady BHP**. Owady są bardzo delikatnymi obiektami, dlatego też na każdym etapie prac w kolekcji należy zachować szczególną ostrożność, aby nie zniszczyć posiadanych materiałów. Poniżej wskazano kilka ważniejszych sytuacji, które mogą doprowadzić do nieodwracalnych zniszczeń wielu okazów jednocześnie oraz podano wskazówki, jak ich unikać.

Gwałtowne otwieranie gabloty. Ponieważ gablota zamykana jest bardzo szczelnie, gwałtowne jej otworzenie poprzez podważenie wieka powoduje wytworzenie podciśnienia i szybkie zassanie powietrza z zewnątrz. Skutkiem tego mogą być uszkodzenia delikatnych struktur, takich jak skrzydła motyli, szczególnie okazów znajdujących się blisko krawędzi gabloty. Otwieranie należy wykonywać powoli, początkowo tworząc niewielką szczelinę, którą stopniowo powiększa się, aż do całkowitego otwarcia.

Wstrząsy, uderzenia gablotą. Podczas przenoszenia, przekładania lub wkładania gablot do szafek należy unikać gwałtownych wstrząsów, które mogą prowadzić do odrywania części ciała, takich jak odwłoki, od wielu okazów jednocześnie. Praca z gablotami wymaga dużej uwagi i ostrożności.

Jednoczesne przenoszenie większej liczby gablot. Przenoszenie kilku gablot naraz zwiększa ryzyko ich upuszczenia. Najbezpieczniejsze jest przenoszenie pojedynczych gablot lub używanie specjalnych wózków do transportu większej ich liczby jednocześnie (w szczególności pomiędzy piętrami, pomieszczeniami).

Praca i manipulacja nad otworzoną gablotą pełną okazów. Należy unikać wykonywania jakichkolwiek czynności (takich jak ściąganie etykietek przy użyciu pęsety, oglądanie okazu z użyciem ręcznej lupy, podklejanie okazu) nad gablotą pełną okazów. Należy zminimalizować ryzyko upuszczenia narzędzia i zniszczenia obiektów w gablocie.

Niewłaściwe ubranie. Choć podczas prac w kolekcji nie jest wymagany specjalistyczny sprzęt ochronny typu fartuch, okulary czy czepek przystępując do prac należy zwrócić uwagę na szczegóły ubioru mogące potencjalnie spowodować uszkodzenie okazów w trakcie nachylania się nad gablotą. Są to w szczególności: długie, rozpuszczone włosy, luźne okulary, sznurki i tasiemki bluz i dresów, szerokie rękawy, które mogą zahaczyć o delikatne struktury podczas nachylania się nad gablotą.

Dbanie o przestrzeganie tych zasad minimalizuje ryzyko uszkodzeń w trakcie pracy z kolekcjami, pozwalając na zachowanie ich wysokiej wartości naukowej i ekspozycyjnej.

Łukasz Przybyłowicz ORCID 0000–0001–5456–9479
Instytut Systematyki i Ewolucji Zwierząt Polskiej Akademii Nauk

Specyfika digitalizacji materiału paleontologicznego

Katarzyna Kopeć

Słowa kluczowe: kolekcja entomologiczna, metody preparowania, sposoby przechowywania, zabezpieczenie kolekcji, techniki digitalizacji

Rozdział ten poświęcony jest paleontologii, a dokładniej badaniom okazów kopalnych organizmów i ich digitalizacji. **Paleontologia**, wywodząca się z greckich słów *palaiós* (stary), *ṓn* (istniejący) i *lógos* (nauka), to dziedzina nauki zajmująca się badaniem życia na Ziemi w minionych epokach geologicznych[1]. Odgrywa ona więc kluczową rolę w rozumieniu ewolucji organizmów oraz zmian klimatycznych i geologicznych, które miały miejsce na przestrzeni dziejów.

Pozyskiwanie materiału paleontologicznego, takiego jak skamieniałości, odciski, inkluzje w kopalnych żywicach (bursztynach) i inne zachowane ślady dawnych form życia, ma fundamentalne znaczenie dla nauki. Proces pozyskania takiego materiału musi być przeprowadzany z zachowaniem odpowiednich standardów i zasad. W Polsce regulacje te zawarte są w ustawie o ochronie przyrody z dnia 16 kwietnia 2004 roku (art. 15.1, 24.1). Materiał kopalny musi być w odpowiedni sposób wydobyty, przetransportowany, opracowany, zdigitalizowany i zabezpieczony w instytucjach do tego powołanych, aby chronić dziedzictwo geologiczne i paleontologiczne.

Znaczenie pozyskiwania i opracowania materiału paleontologicznego. Każdy okaz paleontologiczny, niezależnie od jego rozmiaru, przynależności taksonomicznej czy miejsca znalezienia, ma ogromne znaczenie naukowe i poznawcze. Pozyskiwanie i badanie skamieniałości dostarcza kluczowych informacji o dawnych epokach geologicznych oraz o ewolucji organizmów, które wyginęły i nie mają swoich przedstawicieli we współczesnej faunie.

[1] Encyklopedia PWN [online], Wydawnictwo Naukowe PWN, [dostęp 6.10.2024].

Powszechnie znane są szczątki wielkich gadów czy ssaków, jednak dla badań nad dawnymi warunkami ekologicznymi i poznania środowiska życia kręgowców (w tym i człowieka) koniecznym jest badanie również drobnych, często mało efektownych organizmów. Przykładem mogą być zwierzęta bezkręgowe (*Invertebrata*), które masowo występowały w dawnych ekosystemach. Są one szczególnie wymiernym źródłem danych, ponieważ ich skamieniałości występują często i w dużej ilości. Skamieniałości tych organizmów, takie jak trylobity, amonity, belemnity czy owady, są nie tylko ikonami paleontologii, ale również kluczowymi wskaźnikami dla dokładnego datowania skał osadowych i badania dawnych środowisk.

Materiał paleontologiczny, szczególnie unikatowy i delikatny, jest narażony na niszczenie przez czynniki naturalne oraz działalność człowieka. Dlatego tak ważne jest, aby możliwie szybko zabezpieczyć, opracować i zdigitalizować dostępne okazy. Jest to skomplikowany i czasochłonny proces, który jest nie tylko priorytetem naukowym, ale także społecznym. Badania nad skamieniałościami pomagają zrozumieć przeszłość naszej planety, co znajduje zastosowanie także w przewidywaniu przyszłych zmian klimatycznych czy procesów ekologicznych.

Skamieniałości są częścią dziedzictwa kulturowego i narodowego, o czym przypomina Konwencja UNESCO z 1970 roku. Utrata materiałów byłaby niepowetowaną stratą zarówno dla nauki, jak i dla społeczeństwa. Dlatego niezbędna jest edukacja społeczna na temat znaczenia ochrony okazów kopalnych. Programy edukacyjne, warsztaty oraz wystawy poświęcone tematyce paleontologii mogą przyczynić się do zwiększenia świadomości i wrażliwości społecznej na kwestie związane z ochroną dziedzictwa paleontologicznego. Kluczową rolę odgrywają tutaj kolekcje, które są podstawową wiedzą o zmianach zachodzących w przyrodzie na skutek naturalnych czynników oraz działalności człowieka.

Pozyskiwanie i ochrona materiału paleontologicznego to procesy wymagające odpowiedzialności oraz zaangażowania zarówno ze strony naukowców, jak i społeczeństwa. Zrozumienie ich znaczenia dla przyszłych pokoleń jest kluczowe w dbałości o zachowanie wiedzy o naszej przeszłości. Ostatecznie dbając o skamieniałości i inne materialne ślady życia sprzed milionów lat, inwestujemy w dziedzictwo kulturowe.

Digitalizacja materiału paleontologicznego stanowi integralny element nowoczesnych badań w dziedzinie paleontologii. Proces ten polega na przekształceniu tradycyjnych form danych, takich jak skamieniałości, odciski, inkluzje czy inne artefakty, w cyfrowe modele i zbiory informacji. Te z kolei można łatwo przechowywać, analizować oraz udostępniać badaczom i społeczeństwu. Specyfika

tego procesu wynika z unikalnych cech badanych materiałów oraz z różnorodnych zastosowań cyfrowych w naukach przyrodniczych[2].

Współczesna **ochrona skamieniałości** to nie tylko zabezpieczanie fizyczne, ale również cyfrowe. Digitalizacja pozwala na zachowanie okazów w formie precyzyjnych, wysokiej rozdzielczości zapisów, które mogą być szeroko udostępniane, badane i analizowane bez ryzyka uszkodzenia oryginalnych eksponatów. Istnieje wiele technik wizualizacji obiektów paleontologicznych, które można podzielić na te skupiające się na badaniu zewnętrznych struktur oraz tomografię pozwalającą na analizę struktur wnętrza okazów. Choć korzenie tych technik, sięgają badań optyczno–fizycznych XVII wieku, właściwy rozwój paleontologii wirtualnej rozpoczął się w latach 80. XX wieku, dzięki postępom w tomografii komputerowej i zwiększeniu mocy obliczeniowj[3].

Digitalizacja materiału paleontologicznego może przyjmować różne formy w zależności od rodzaju okazu i celów badawczych. Najczęściej stosowane techniki w paleobiologii to:

– fotografia cyfrowa, w tym mikroskopowa,
– tomografia komputerowa (CT),
– skanowanie synchrotronowe,
– skanowanie 3D,
– fotogrametria.

W zależności od tego z jakim rodzajem okazów mamy do czynienia, do każdego rodzaju materiału musimy dobrać odpowiednie techniki jego opracowania. Mogą to być:

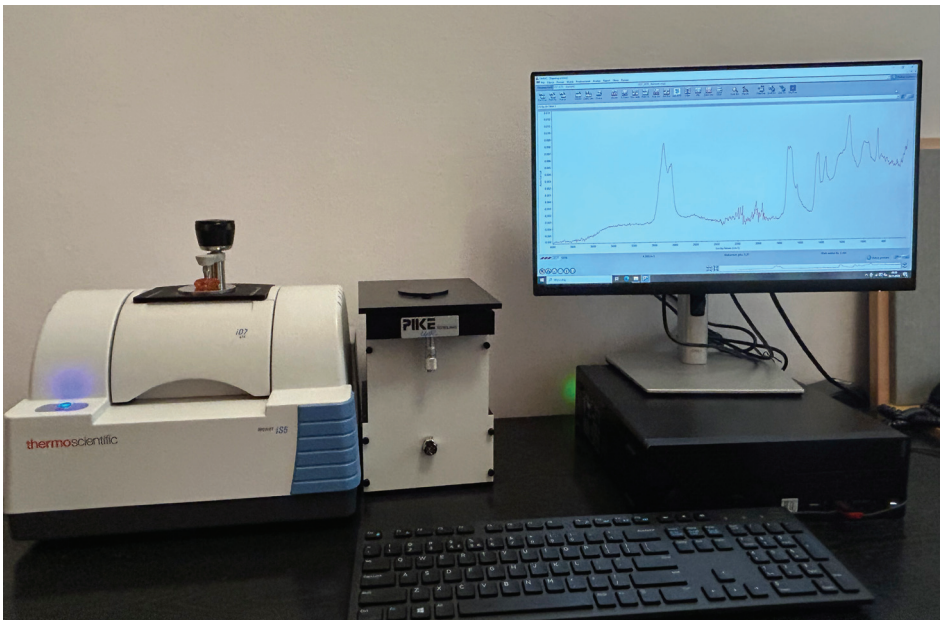
– okazy zatopione w różnowiekowych żywicach, inkluzje,
– odciski w skale osadowej lub skamieniały okaz.

W ostatnich latach bardzo popularnym jest badanie inkluzji w kopalnych żywicach (bursztynach). Proces zdigitalizowania takiej inkluzji jest jednak długotrwały i obejmuje kilka etapów. Kluczowym aspektem jest zapewnienie, że okazy pochodzą z **legalnych i wiarygodnych źródeł**. Ważne jest uzyskanie szczegółowych informacji na temat miejsca i sposobu ich pozyskania oraz rodzaju żywicy, z jaką mamy do czynienia. Informacje te są niezwykle istotne dla badań nad ewolucją poszczególnych grup organizmów. **Rejestracja oraz archiwizacja widm podczerwieni** (IR) dla skamieniałości żywic to zalecana praktyka w kontekście zbiorów muzealnych, ponieważ umożliwia weryfikację autentyczności nowo opisanych taksonów. Za każdym razem, gdy analizowany jest nowy materiał

[2] Encyklopedia PWN [online], Wydawnictwo Naukowe PWN, [dostęp 6.10.2024].
[3] M.D. Sutton, I. Rahman, R. Garwood, 2014, *Techniques for Virtual Palaeontology*, Chichester: Wiley–Blackwell.

z bursztynu, wykonuje się badanie jego widma IR przy użyciu np. spektrometru Nicolet iS5 FTIR z diamentową przystawką ATR (Ryc. 1). W razie potrzeby, w trakcie dalszych prac, okazy mogą wymagać szlifowania, czasem nawet cięcia na mniejsze kawałki lub polerowania, aby zwiększyć ich przejrzystość i umożliwić wykonanie dokumentacji fotograficznej. Dzięki odpowiedniej obróbce z użyciem mikroskopu lub binokularu, można zidentyfikować inkluzje i cechy merfologiczne pozwalające na przypisanie okazu do odpowiedniej grupy systematycznej.

Każdy rodzaj **bursztynu wymaga odpowiedniego zabezpieczenia**, ponieważ z upływem czasu, pod wpływem tlenu i światła, wykazuje tendencję do ciemnienia. Proces ten stanowi poważne zagrożenie dla kolekcji naukowych, ponieważ może prowadzić do utraty cennych okazów, takich jak typy opisowe (holotypy). W starych kolekcjach bursztynów, także bałtyckiego, często spotyka się historyczne okazy, które stały się całkowicie czarne. Taki stan uniemożliwia ich badanie, ponieważ nawet próby prześwietlenia okazów nie pozwalają na dostrzeżenie inkluzji ani cech diagnostycznych. Aby zapobiec degradacji bursztynu, kolekcje należy przechowywać w warunkach ciemnych, w plastikowych pojemnikach lub woreczkach ograniczających dostęp powietrza. Optymalna wilgotność powietrza powinna być utrzymana w granicach 50%, a temperatura nie powinna przekraczać 20°C.



Ryc. 1. Fotospektrometr i przykładowe widmo bursztynu (Fot. K. Kopeć).

Każdy istotny naukowo okaz, taki jak holotyp czy paratyp, warto dodatkowo zabezpieczyć, na przykład poprzez zatopienie w balsamie kanadyjskim. Jest to produkt naturalnej współczesnej żywicy, który nie wpływa negatywnie na bursztyn i w razie potrzeby, można go usunąć bez ryzyka uszkodzenia okazów. W starszych kolekcjach paleontologicznych można znaleźć kolekcje bursztynu oraz innych materiałów (odciski w skale), które były zabezpieczane np. lakierem, takim jak werniks lub jakimiś sztucznymi żywicami, które niestety z upływem czasu powodowały **uszkodzenia okazu**. Lakier powodował pęknięcia i tworzenie na powierzchni pajęczynowej powłoki, która uniemożliwiała obserwację detali. Stosowane żywice, inne niż balsam kanadyjski, wchodziły w reakcję z bursztynem, powodując jego uszkodzenia i niejednokrotnie uszkodzenia inkluzji. Balsam kanadyjski, stosowany od ponad 150 lat, pozostaje sprawdzoną i rekomendowaną substancją do zabezpieczania okazów kopalnych.

W niektórych przypadkach identyfikacja okazu wymaga znacznej obróbki bursztynu, aby uwidocznić cechy niezbędne do opisania taksonu. Ważne jest, by podczas zatapiania bursztynu zachować ostrożność, ponieważ różne rodzaje bursztynu zachowują się odmiennie pod wpływem temperatury. **Bursztyn bałtycki i dominikański** są stosunkowo twarde i można je suszyć w temperaturze około 50°C, podczas gdy bursztyn birmański jest znacznie bardziej miękki i topi się lub rozpływa w tej temperaturze, dlatego należy go suszyć w maksymalnej temperaturze 35°C. Obecnie do suszenia zatapianych okazów korzystamy z cieplarki z wymuszonym obiegiem (Ryc. 2, 3), co pozwala na precyzyjną kontrolę warunków. Po przeprowadzeniu wszystkich etapów zabezpieczania i obróbki okaz jest gotowy do digitalizacji, co pozwala na jego dalsze badania i archiwizację. Do cyfryzacji okazów paleontologicznych najczęściej stosuje się metody skupione na rejestrowaniu cech widocznych na ich powierzchni. Techniki te pozwalają na **digitalizację topografii powierzchni** i kolorystyki próbek, co czyni je niezwykle użytecznymi w wirtualnej paleontologii, gdzie morfologia powierzchni często zawiera większość zachowanych informacji. Chociaż nie nadają się do analizy wewnętrznych struktur obiektów – do tego celu wykorzystuje się techniki tomografii – stanowią podstawowe narzędzie do badań nad skamieniałościami i morfologią ich powierzchni[4].

Inkluzje w różnowiekowych żywicach zazwyczaj cyfryzuje się przy użyciu np. stereomikroskopu Nikon SMZ 150, wyposażonego w kamerę Nikon DS–Fi1 (Ryc. 4). Proces ten jest czasochłonny – wykonanie serii zdjęć dokumentujących istotne cechy diagnostyczne często zajmuje kilka godzin, a czasem nawet cały dzień na jeden okaz. Niestety, w instytucjach zajmujących się kolekcjami

[4] M.D. Sutton, I. Rahman, R. Garwood, 2014, *Techniques for Virtual Palaeontology*, Chichester: Wiley–Blackwell.

Ryc. 2, 3. (2) Cieplarka z wymuszonym obiegiem i (3) przykładowy preparat zatopionego bursztynu w balsamie kanadyjskim (Fot. K. Kopeć).

Ryc. 4. Technika cyfryzacji inkluzji w bursztynie przy stereomikroskopu, wyposażonego w kamerę (Fot. K. Kopeć).

przyrodniczymi brakuje dedykowanego personelu do systematycznego wykonywania takich fotografii, co sprawia, że digitalizacja odbywa się sporadycznie, co ogranicza jej potencjał naukowy. W ten sam sposób, również przy pomocy stereomikroskopu w świetle odbitym, rejestrujemy okazy owadów zachowane jako odciski w skale (Ryc. 5). Aby poprawić jakość obrazu, powierzchnię próbki należy zwilżyć 98% alkoholem etylowym, uprzednio jednak sprawdzając czy substancja nie uszkadza struktury skały. W niektórych przypadkach stosuje się wybielanie powierzchni chlorkiem amonu (NH_4Cl), co zwiększa kontrast i eliminuje niepożądane odbicia światła. Dokumentowanie takich okazów jest mniej czasochłonne niż praca z inkluzjami w bursztynie, jednak wymaga osoby z odpowiednim doświadczeniem, by osiągnąć optymalny efekt.

Niektóre cechy diagnostyczne okazów, takie jak detale aparatu kopulacyjnego, mogą znajdować się wewnątrz struktury organizmu, co uniemożliwia ich analizę za pomocą mikroskopu lub binokularu. W takich przypadkach wykorzystuje się **techniki tomograficzne**, czyli wykonuje badanie próbki metodą mikrofotografii MicroCT lub analizuje próbki za pomocą synchrotronu.

MicroCT jest to technika oparta na klasycznej **tomografii komputerowej** (CT), która pozwala na uzyskanie nowych informacji o skamieniałościach oraz identyfikację i wizualizację wewnętrznych struktur[5]. Dzięki tej technice jest możliwe tworzenie trójwymiarowych modeli wewnętrznej struktury skamieniałości, bez konieczności ich niszczenia[6]. Jest to szczególnie przydatne w paleontologii, gdy chcemy zbadać zawartość inkluzji w bursztynie, wnętrze kości czy strukturę mikroskamieniałości (Ryc. 6, 7). Metoda ta niestety nie zawsze jest pomocna. Sprawdza się ona, kiedy w próbce jest spora ilość materiału biologicznego, np. chrząszcze, struktura skamieniałej kości. Przy delikatnych owadach jak niektóre muchówki czy błonkówki nie uzyskujemy zadowalających efektów. W takich sytuacjach, kiedy ta technika nie zdaje egzaminu, posiłkujemy się synchrotronem.

Synchrotron[7] jest zaawansowaną techniką wykorzystującą intensywne promieniowanie synchrotronowe, będące rodzajem promieniowania elektromagnetycznego. Pozwala na analizowanie bardzo małych struktur z niezwykłą precyzją. W paleontologii synchrotron znajduje głównie zastosowanie w badaniach skamieniałości, w tym mikrostruktur kości oraz struktur komórkowych, na niespotykaną wcześniej skalę. Technika ta umożliwia badanie wewnętrznych struktur, takich jak aparaty kopulacyjne **owadów zatopionych w żywicach kopalnych**, co

[5] M.D. Sutton, 2008, *Tomographic techniques for the study of exceptionally preserved fossils*, „Proceedings of the Royal Society B" 275, s. 1587–1593.
[6] S. Lautenschlager, 2017, *Digital reconstruction of soft–tissue structures in fossils*, „The Paleontological Society Papers" 22, s. 101–117.
[7] zob. https://synchrotron.uj.edu.pl/.

Ryc. 5. Technika cyfryzacji odcisków owadów w skale przy pomocy stereomikroskopu, wyposażonego w kamerę. Fot. K. Kopeć.

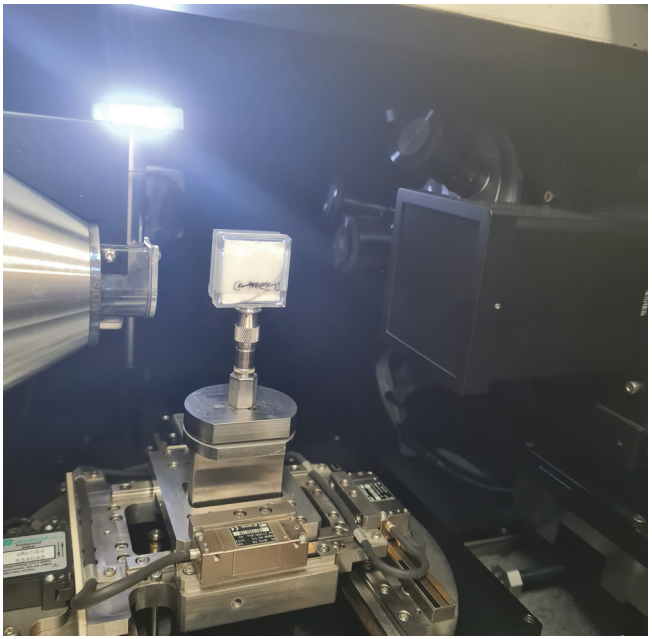
dostarcza nowych danych na temat ich biologii i ewolucji (Ryc. 8, 9, 10). Dzięki badaniom na synchrotronie możliwe jest wykonanie precyzyjnej **analizy struktur wewnętrznych**, np. naczyń krwionośnych w kościach dinozaurów. Możliwe jest również wykonanie badania chemicznego składu skamieniałości, identyfikację śladów tkanek miękkich oraz pozostałości pierwotnych pigmentów. Niemniej jednak, nie zawsze udaje się uzyskać oczekiwane wyniki. Problemy mogą wynikać z ułożenia okazu, które uniemożliwia rejestrację obrazu danej struktury, lub z faktu, że badany obiekt jest zbyt delikatny, a wiązka promieniowania traktuje go jako pustą przestrzeń w bursztynie. Taka sytuacja może wystąpić w przypadku inkluzji w bursztynie, gdzie struktura wewnętrzna owada jest niemal pusta. Podczas procesu zastygania żywicy następuje odparowanie od 75% do 90% wody z organizmu, pozostawiając jedynie cienką powłokę zewnętrzną (pancerzyk) (Ryc. 11, 12).

Kolejną kategorią materiału paleontologicznego są **odciski w skale** (np. owadów) lub trójwymiarowe skamieniałości, takie jak kości kręgowców. Podobnie jak w przypadku inkluzji, takie okazy wymagają odpowiedniego przygotowania do badań i digitalizacji. Z reguły większość skamieniałości zachowuje się jako trójwymiarowe obiekty[8]. Zdarza się jednak kompensacja do dwuwymiarowych okazów, jak to ma miejsce w przypadku owadów, które w osadach skalnych zachowują

[8] M.D. Sutton, I. Rahman, R. Garwood, 2014, *Techniques for Virtual Palaeontology*, Chichester: Wiley–Blackwell.

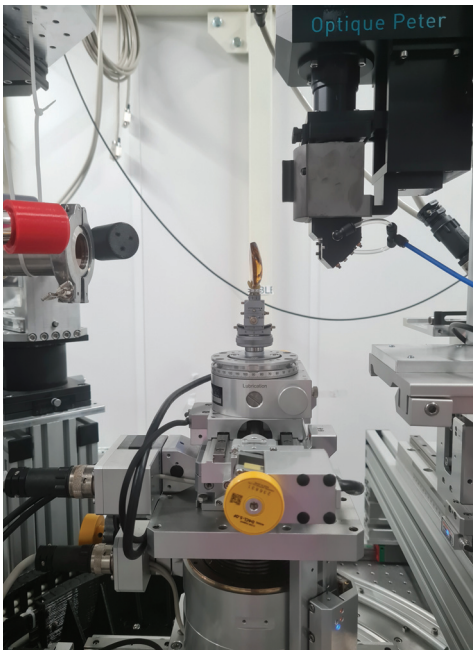
6

7

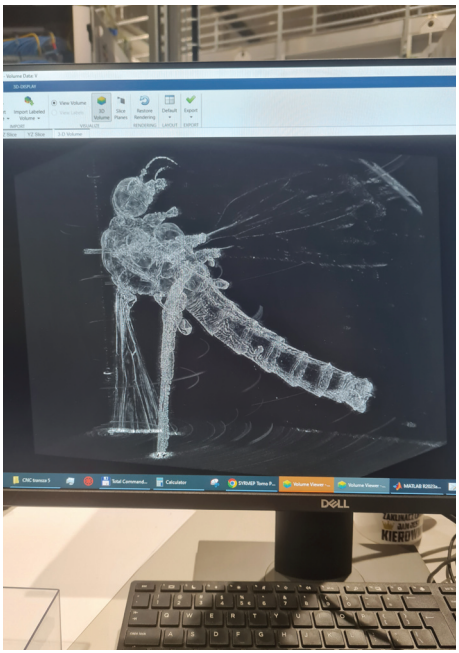


Ryc. 6, 7. Technika cyfryzacji przy pomocy MicroCT w Instytucie Paleobiologii PAN w Warszawie (Fot. K. Kopeć).

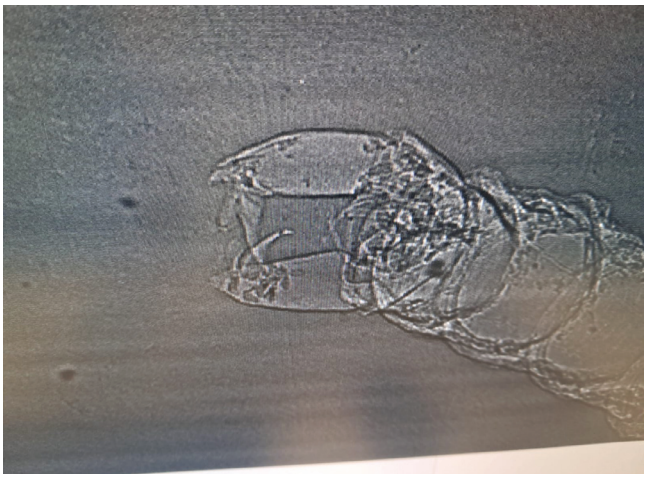
8



9



10



Ryc. 8, 9, 10. Technika cyfryzacji przy pomocy synchrotronu Solaris w Narodowym Centrum Promieniowania Synchrotronowego w Krakowie (Fot. K. Kopeć).

się jedynie jako odciski. Zachowanie okazów w trójwymiarowej postaci pozwala na uzyskanie większej ilości informacji morfologicznych, jednak, aby to było możliwe, należy je odpowiednio wypreparować.

Niektóre skamieniałości mogą być praktycznie gotowe do analizy zaraz po ich pozyskaniu. Zdarza się, że skamieniałości wypadają naturalnie z otaczającej je skały lub są wymywane z osadów przez wodę. Mogą one również pochodzić z mokrych, słabo skonsolidowanych osadów. Alternatywnie, okazy można wydobywać chemicznie, na przykład poprzez rozpuszczenie skały macierzystej. Ta technika, choć czasami skuteczna, nie zawsze jest pożądana, ponieważ może prowadzić do utraty powiązań między poszczególnymi fragmentami skamieniałości lub uszkodzenia delikatnych struktur.

Okazy paleontologiczne można preparować fizycznie z wykorzystaniem igieł, wierteł lub narzędzi ściernych, w przypadku naszych okazów bezkręgowców najczęściej stosujemy tą technikę. Metoda ta, choć skuteczna, niesie ryzyko uszkodzenia okazu. Niemniej, jest ona najbardziej efektywna w naszych badaniach.

Okazy zachowane jako trójwymiarowe obiekty najczęściej są digitalizowane za pomocą **skanera 3D**, który umożliwia precyzyjną cyfryzację powierzchni skamieniałości. W tym celu wykorzystuje się skanery laserowe albo optyczne do tworzenia modelu 3D. Dzięki temu można szczegółowo analizować morfologię obiektów, co ma kluczowe znaczenie w badaniach systematycznych i filogenetycznych. Prace takie można prowadzić na przykład za pomocą skanera 3D Shining 3D EinScan Pro 2X (Ryc. 13, 14). Urządzenie jest zamontowane na statywie i wyposażone w zestaw EinScan Pro 2X Color Pack (do skanu tekstur), obracającą się platformę EinTurntable (do automatycznego wyrównania na podstawie cech) oraz oprogramowania EXScan Pro 3.2.0.2.

Liczba kroków obrotowych platformy jest dostosowywana w zależności od próbki. Modele są utworzone przy użyciu presetów Watertight Model oraz High Detail. Obrazy modeli 3D są uchwycane w programie MeshLab[9] z zastosowaniem skal radiancyjną Lambertian[10] to visualize surface details and in orthographic view to remove angular deformations[11].

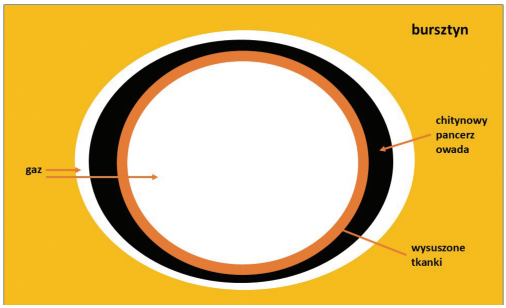
[9] P. Cignoni, M., M. Corsini, M. Dellepiane, F. Ganovelli, G. Ranzuglia, 2008, *MeshLab: an open–source mesh processing tool*. Sixth Eurographics Italian Chapter Conference, s. 129–136.

[10] R. Vergne, R. Pacanowski, P. Barla, X. Granier & C. Schlick, 2010, *Radiance scaling for versatile surface enhancement*, in Proceedings of the 2010 ACM SIGGRAPH symposium on Interactive 3D Graphics and Games, s. 143–150.

[11] T. Szczygielski, T. Sulej, 2023, *Woznikella triradiata n. gen., n. sp. – a new kannemeyeriiform dicynodont from the Late Triassic of northern Pangea and the global distribution of Triassic dicynodonts*, Comptes Rendus Palevol 22, 16, s. 279–406.

11

12



Ryc. 11, 12. Przykład inkluzji i schemat widoku inkluzji owada w bursztynie (Fot. K. Kopeć).

Technika skanowania 3D jest niezwykle użyteczną metodą zarówno w kontekście badań naukowych, jak i przy realizacji wystaw czy działań edukacyjnych. Modele 3D umożliwiają współpracę z naukowcami z całego świata bez konieczności przesyłania oryginalnych próbek, co eliminuje ryzyko ich zaginięcia lub uszkodzenia. Jest to szczególnie istotne, ponieważ wiele instytucji nie udostępnia holotypów, co stawia pewne ograniczenia w zakresie współpracy międzynarodowej oraz lokalnej. Tworzenie szczegółowych modeli 3D znacznie upraszcza sytuację, umożliwia wygodne przesyłanie cyfrowych próbek współpracownikom, co w konsekwencji umożliwia szerszą analizę konkretnego obiektu przez naukowców zainteresowanych tematem. Ta technologia jest również doskonałym narzędziem w zakresie organizacji wystaw oraz działalności edukacyjnej. **Modele 3D** okazów pozwalają na ich prezentację i **wykorzystanie w trakcie zajęć edukacyjnych**. Umożliwiają prezentację okazów w sposób bezpieczny i dostępny. Uczestnicy wystaw czy warsztatów mogą dokładnie obejrzeć i nawet „dotknąć" cyfrowego modelu preparatu, co w przypadku oryginalnych okazów byłoby ryzykowne. W ten

Ryc. 13. Skaner 3D Shining 3D EinScan Pro 2X, Skanery 3D.

Ryc. 14. *Tarbosaurus bataar* Maleev, 1955. Lokalizacja: Mongolia, Pustynia Gobi, Nemegt, zachodni Sayr. Wiek: późna kreda, Fm. Nemegt. Zebrał/oznaczył: Polsko–Mongolska Ekspedycje 1965, 1970. Okaz ilustrowany: PP 19, 27, APP 48(2) 2003 (Fot. Kolekcja Instytutu Paleobiologii PAN).

sposób skanowanie 3D przyczynia się do popularyzacji wiedzy o paleontologii i ochrony dziedzictwa przyrodniczego.

Fotogrametria to kolejna metoda cyfryzacji, polegająca na wykorzystaniu serii dwuwymiarowych zdjęć do tworzenia modeli 3D. Technika ta pozwala na uchwycenie detali powierzchniowych i tworzenie realistycznych reprezentacji obiektów. Dzięki algorytmom przetwarzającym zdjęcia w model przestrzenny, możliwe jest szczegółowe odwzorowanie powierzchni badanych próbek[12].

Materiał paleontologiczny jest często unikalny i ma istotne znaczenie dla **rekonstrukcji dawnego życia na Ziemi**. Skamieniałości, które bywają bardzo delikatne, wymagają szczególnej ostrożności podczas digitalizacji. Właściwe techniki skanowania, na przykład przy wykorzystaniu tomografii komputerowej (CT) lub skanowania 3D, pozwalają na uzyskanie najwyższej jakości obrazów bez ryzyka uszkodzenia okazów. Ważnym aspektem jest także zachowanie kontekstu geologicznego i paleoekologicznego, co wymaga odpowiedniego dokumentowania lokalizacji i warunków, w których materiał został znaleziony.

Przechowywanie i udostępnianie danych. Digitalizacja materiałów paleontologicznych otwiera nowe możliwości w zakresie przechowywania i udostępniania danych. Cyfrowe zbiory mogą być gromadzone w repozytoriach danych, co ułatwia dostęp badaczom na całym świecie. Internetowe platformy umożliwiają dzielenie się wynikami badań, co sprzyja współpracy międzyinstytucjonalnej oraz popularyzacji nauki. Przykładem takiego rozwiązania jest platforma OZwRCIN (Otwarte Zasoby w Repozytorium Cyfrowym Instytutów Naukowych), na której udostępniane są dane dotyczące naszych kolekcji kopalnych bezkręgowców. Ponadto, digitalizacja wspiera działania związane z ochroną dziedzictwa przyrodniczego, umożliwiając tworzenie kopii zapasowych cennych obiektów oraz coraz częstsze ich wirtualne eksponowanie w muzeach.

Wyzwania i przyszłość digitalizacji. Mimo licznych korzyści, digitalizacja materiału paleontologicznego niesie ze sobą także wyzwania. Kluczowe jest zapewnienie wysokich standardów jakości oraz szczegółowych metadanych, które umożliwią efektywne zarządzanie i wykorzystywanie zgromadzonych informacji. Ważnym zagadnieniem jest również trwałość przechowywanych danych oraz ich kompatybilność z różnymi systemami informatycznymi, aby uniknąć problemów związanych z przestarzałością technologii. Opracowanie zintegrowanych systemów i rozwój standardów wymiany danych będą miały decydujące znaczenie dla przyszłości digitalizacji. Rozwój tej dziedziny otwiera nowe perspektywy, zarówno

[12] M.D. Sutton, I. Rahman, R. Garwood, 2014, *Techniques for Virtual Palaeontology*, Chichester: Wiley–Blackwell.

dla badań naukowych, jak i ochrony oraz popularyzacji dziedzictwa paleontologicznego.

Katarzyna Kopeć ORCID 0000–0001–6449–3412
Instytut Systematyki i Ewolucji Zwierząt Polskiej Akademii Nauk

Preparaty mokre, specyfika konserwacji i digitalizacji

Jan Kotusz, Marcin Raś, Grzegorz Skórzewski, Jacek Stefaniak, Tomasz Skawiński, Dariusz Iwan

Słowa kluczowe: przechowywane zbiorów zoologicznych, płyny konserwujące, digitalizacja kręgowców, muzeomika, kolekcja ryb, kolekcja gadów

Cele i problemy digitalizacji „zbiorów mokrych". Znaczna część zbiorów zoologicznych przechowywana jest w płynach konserwujących, jednak zanim tak zabezpieczony materiał biologiczny zostanie zdeponowany na półkach muzealnych przechodzi specyficzny proces preparowania. Preparaty każdej grupy zwierząt wymagają odmiennego utrwalenia, co wymaga unikalnej wiedzy, dostępnej dziś jedynie nielicznym specjalistom, zazwyczaj opiekunom kolekcji muzealnych. Inaczej niż w przypadku procesu utrwalania preparatów, do **długoterminowego przechowywania materiałów biologicznych**, stosuje się zaledwie kilka typów płynów. Poza znikomym zastosowaniem gliceryny, izopropanolu, fenoksypropanolu, czy też płynów specjalistycznych, najpowszechniejszymi konserwantami są **formalina** tj. 4% roztwór wodnego aldehydu mrówkowego (formaldehydu) i **alkohol etylowy**, zazwyczaj używany w rozcieńczeniu 70%. Każdy z tych konserwantów, mimo swojej efektywności, posiada swoje wady, zarówno w kontekście wpływu na zakonserwowane tkanki, jak i oddziaływania na personel obsługujący kolekcje mokre[1].

W **historii naukowego muzealnictwa przyrodniczego**, liczącej około 250 lat, stosowano różne płyny, włączając w to solankę czy roztwór wodny sacharozy, ale do czasów dzisiejszych zostały one już zamienione na wspomniane powyżej konserwanty. Najstarsze przekazy historyczne związane z przechowywaniem eksponatów przyrodniczych pochodzą z czasów funkcjonowania Biblioteki Aleksandryjskiej (ok. 367–282 roku p.n.e.), gdzie kolekcje minerałów i okazy biologiczne

[1] A. Falniowski, 2016, *Techniki zbioru, utrwalania i konserwacji zwierząt*, Wydawnictwa Uniwersytetu Warszawskiego.

przechowywane były w miodzie. W Europie pierwsze muzea przyrodnicze powstawały w Bolonii (1603 rok, zbiory Ulissesa Aldrovandiego), Paryżu (1626 rok, zbiory Gastona, księcia Orleanu) oraz Londynie (1753 rok, zbiory Hansa Sloane'a). Do dziś muzea w tych miastach przechowują i prezentują okazy spreparowane w początkowych okresach ich działalności[2]. Wynalezienie formaliny w drugiej połowie XIX wieku, jako uniwersalnego utrwalacza i konserwanta tkanek zwierzęcych, zrewolucjonizowało techniki muzealne. Jej popularność szybko wyparła inne płyny konserwujące. Od tego czasu znacząco wzrosły wymagania w przystosowaniu pomieszczeń do przechowywania kolekcji, wstały krajowe i międzynarodowe normy (np. UNI 10829:1999)[3], które określają standardy w tej dziedzinie. Budynki przeznaczone na magazyny zbiorów przyrodniczych, z uwagi na specjalistyczne wymogi, stały się przez to jednymi z najkosztowniejszych w utrzymaniu na uniwersytetach[4]. Mimo tych wyzwań formalina i etanol nadal dominują jako główne konserwanty muzealne. Przy właściwej opiece kuratorskiej zapewniają trwałość kolekcji zwierząt przez setki lat, co czyni je niezastąpionymi w muzealnictwie przyrodniczym.

W ostatnich dekadach alkohol był zalecanym płynem konserwującym do celów muzealnych, głównie dlatego, że w odróżnieniu od formaliny nie wykazuje właściwości kancerogennych i **nie degraduje DNA**. Jednakże szybki rozwój technik wysokoprzepustowego sekwencjonowania DNA w ostatnich latach i towarzyszący mu postęp w bioinformatyce pozwoliły na ponowne docenienie preparatów formalinowych jako nośników informacji genetycznej[5]. Niezależnie więc od tego, czy tkanki zwierzęce przechowywane były w formalinie, czy w etanolu, zachował się w nich tzw. **historyczny DNA**, który pozwala aktualnie na rozwój wielostronnych badań materiału muzealnego, określanych zbiorczym terminem „muzeomika"[6].

Digitalizacja zbiorów mokrych polega na dokumentowaniu danych związanych z preparatem, w tym wykonywaniu fotografii lub utrwalaniu obrazu osobnika, etykiet i pojemnika. Proces ten najczęściej realizuje się z myślą o określonych celach, które można podzielić na trzy główne kategorie:

[2] D. Iwan, 2007, *Rola muzeów przyrodniczych w badaniach bioróżnorodności*, „Wszechświat" 108 (4-6): 202-207.

[3] UNI 10829:1999, Works of art of historical importance – Ambient conditions or the conservation - Measurement and analysis. https://www.uni.com.

[4] C.A. Norris, 2018, *The future of natural history collections*, [w:] E. Dorfman (red.), The Future of Natural History Museums, Routledge Tylor & Francis Group, London and New York.

[5] S.M. Hykin, K. Bi, J.A. McGuire, 2015, *Fixing Formalin: A Method to Recover Genomic–Scale DNA Sequence Data from Formalin–Fixed Museum Specimens Using High–Throughput Sequencing*, PLoS ONE 10(10): e0141579. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0141579.

[6] C.J. Raxworthy, B.T. Smith, 2021, *Mining museums for historical DNA: advances and challenges in museomics*, „Trends in Ecology & Evolution" 36 (11): https://doi.org/10.1016/j.tree.2021.07.009.

– dokumentacyjny, ewidencyjny,
– naukowy,
– popularnonaukowy, edukacyjny (w tym wystawienniczy).

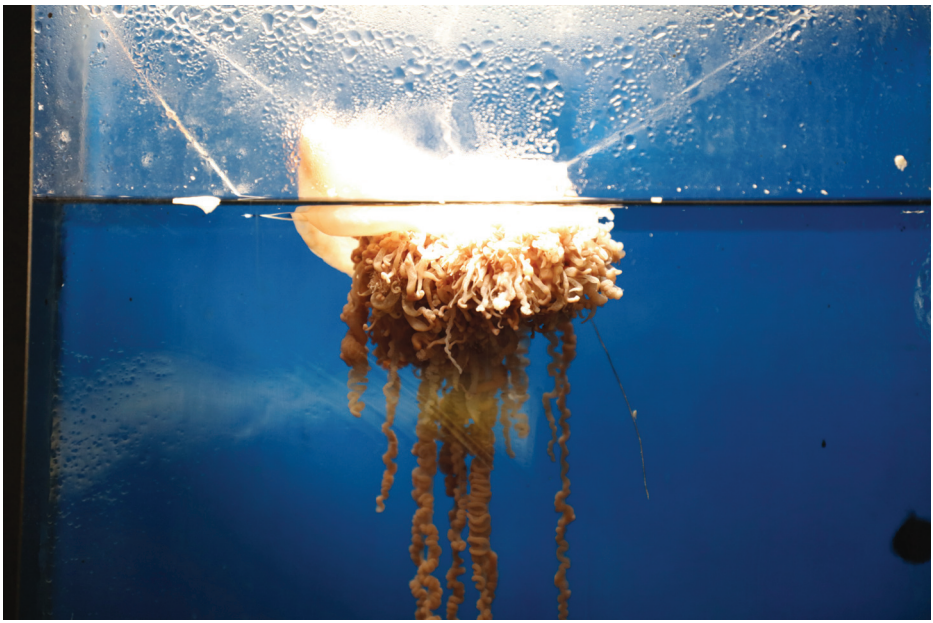
W przypadku realizowania zadań **o charakterze dokumentacyjnym lub ewidencyjnym** istotne są dane zawarte na etykietach oraz cechy charakterystyczne zarówno preparatu, jak i pojemnika. Pozyskane informacje najczęściej wykorzystywane są do przeprowadzenia ewidencji muzealnej lub badań proweniencyjnych, stąd ważne jest uzyskanie wszystkich danych mogących przyczynić się do identyfikacji preparatu. Ważne jest również dostarczenie tą drogą informacji o sposobie konserwacji danego osobnika, aktualnym stanie zachowania, a tym samym potencjale jaki niesie ze sobą czy to do badań naukowych, czy do ekspozycji. Taka forma digitalizacji nie zastępuje kontaktu badacza z okazem i może nawet w określonych warunkach zostać wykonana bez wyciągania go z naczynia z płynem konserwującym. Otrzymany wizerunek okazu nie spełnia wymagań zdjęcia naukowego, ale pozwala na ocenę jego wartości pod kątem podjęcia bardziej szczegółowych prac.

Badania naukowe okazów lub tkanek zwierząt zdeponowanych w kolekcji nastawione są przede wszystkim na uzyskanie cech diagnostycznych opracowywanych materiałów oraz danych umożliwiających ich wykorzystanie do analiz np. data i miejsce zbioru, status okazu (typ opisowy), płeć, wiek, dane o środowisku, zbieraczu lub autorze opracowania naukowego czy informacje dotyczące oznaczenia okazu, wyznaczenia typu etc.[7]. Wymagana jest tu większa precyzja w kadrowaniu, wyższa rozdzielczość i głębia obrazu. Pewne zastosowanie znajduje tu również technologia obrazowania 3D. Masowa digitalizacja nie jest nastawiona na tego typu dokumentację, a jej wykorzystanie naukowe ma zwykle ograniczony zasięg. Przy zastosowaniu odpowiedniego reżimu procedury digitalizacji można jednak znacznie podnieść wartość cyfrowych wizerunków w zastosowaniu *stricte* naukowym.

Utrwalenie obrazu wykorzystywanego następnie **w działalności popularnonaukowej lub edukacyjnej** musi spełniać założenia związane z estetyką, wrażliwością odbiorcy, merytorycznym przekazem z zakresu zoologii (np. prawidłowa identyfikacja taksonu, miejsce pochodzenia), a także jakością prezentowanych obiektów. Preparaty mokre należą do najtrudniejszych obiektów wystawienniczych. Ich surowy wygląd i nieodzownie towarzyszące im naczynia, nie sprzyjają

[7] P. Daszkiewicz, D. Iwan, 2020, *Przyrodnicy związani z Warszawskim Gabinetem Zoologicznym w zinformatyzowanych bazach danych Narodowego Muzeum Historii Naturalnej (MNHN) w Paryżu*, „Przyroda, Rocznik Muzeum Górnośląskiego w Bytomiu", 26, s. 171–180 (online 008: 1–10).

prezentowaniu na dioramach czy w artystycznych kompozycjach. Z tego powodu rzadko stanowią o atrakcyjności wystaw, w tym prezentacji wirtualnych, opartych o digitalizaty. Warto jednak wspomnieć tu o wystawionej na widok publiczny, liczącej tysiące słojów różnych rozmiarów, kolekcji naukowej preparatów mokrych w Muzeum Przyrodniczym w Berlinie (Museum für Naturkunde – Leibniz–Institut für Evolutions und Biodiversitätsforschung). Osłonięte szklanymi ścianami, zakonserwowane w słojach zwierzęta, robią wrażenie mieszkańców ogromnego, odwróconego akwarium, w którym zwiedzający mogą oglądać codzienne prace kuratorskie i specjalistów wizytujących interesujące ich okazy. Niektóre mokre preparaty na wystawach budzą kontrowersje publiczności z racji ich nieoczywistej pozycji, jak parzydełkowiec – żeglarz portugalski *Physalia physalis*. Z uwagi na przystosowanie do dryfowania na powierzchni wody i adekwatnym do sposobu życia zaprezentowaniu go na wystawie (m.in. w Muzeum Przyrodniczym Uniwersytetu Wrocławskiego) robi wrażenie jakby brakowało w naczyniu płynu konserwującego (Ryc. 1). Zazwyczaj wyniki uzyskane podczas procesu digitalizacji mogą być wykorzystane w różnych celach, jednak wiąże się to z koniecznością zastosowania szerokiego spektrum ustawienia i wprowadzenia dodatkowych czynności, czyli poniesienia wyższych kosztów np. wliczenia większych nakładów pracy i dłuższego czasu przeprowadzenia założonego projektu.



Ryc. 1. Rurkopław, żeglarz portugalski *Physalia physalis* na wystawie stałej „Świat Zwierząt" w Muzeum Przyrodniczym Uniwersytetu Wrocławskiego (Fot. J. Maciążek).

Planowanie digitalizacji „preparatów mokrych". Podczas opracowywania planu digitalizacji należy uwzględnić aspekty techniczne oraz stan zachowania eksponatów. Kluczowe kwestie obejmują: sposób, w jaki obiekt został spreparowany i zakonserwowany, uwzględniając przede wszystkim wykorzystane substancje chemiczne, ich reaktywność i ewentualną szkodliwość zarówno dla człowieka, jak i sprzętu czy też infrastruktury, w której przebiegać będzie proces digitalizacji:

– stan zachowania preparatu, jego wiek i wielkość, których parametry pozwolą na dobranie sprzętu i wyposażenia umożliwiającego bezpieczne (dla wykonawcy i eksponatu) utrwalenie obrazu lub pozyskanie innych danych.

Uwzględnienie wymienionych powyżej głównych warunków procesu digitalizacji umożliwi właściwe zaprojektowanie poszczególnych etapów projektu, określenie ich kosztów i czasu trwania. Właściwa organizacja pracy zapewniająca przestrzeganie przepisów BHP oraz procedur zabezpieczających eksponaty wymaga dobrania **odpowiednich pomieszczeń**, zarówno pod względem wielkości, jak i wyposażenia, sprzętu typowo laboratoryjnego (kuwety, pęsety, naczynia na płyny) oraz fotograficznego (aparat, obiektywy, sprzęt oświetleniowy), a także elementów tła wykorzystywanego do fotografii, sprzętu komputerowego oraz środków ochrony osobistej, czy też zaplecza socjalnego i harmonogramu pracy osób mających bezpośredni kontakt z eksponatami i płynami konserwującymi.

Należy zwrócić szczególną uwagę na okazy stare, zarówno ze względu na zastosowany płyn konserwujący, jak i pojemnik, w którym są przechowywane. **Pojemniki szklane** zachowują zazwyczaj długoletnią przejrzystość a przez to wysoką przydatność dla celów digitalizacyjnych. Jednakże ich kształt, szczególnie wysokich i wąskich cylindrów, często uniemożliwia wykonanie dobrych zdjęć okazów w nich przechowywanych, czasem przysłoniętych przez etykietę muzealną lub inne okazy wchodzące w skład danej kolekcji. W przedstawionej sytuacji, należy rozważyć przeniesienie okazu do nowego pojemnika. Zabieg ten umożliwia dodatkowo ewentualną pracę z okazami np. przeprowadzenie analiz morfologicznych, pobranie tkanek do analiz genetycznych itp. Należy jednak zachować maksymalną ostrożność przy pracy podczas transferu okazów – w przypadku podziału zbioru na dwa (lub więcej), należy powielić informacje z etykiet na każdym obiekcie oraz zachować oryginalne etykiety. **Informacje zawarte na etykietach** mogą okazać się trudne do odczytania lub same etykiety mogą być częściowo uszkodzone – powinny jednak zostać zachowane[8]. W przypadku konieczności aktualizacji nazwy taksonomicznej, proces ten należy przeprowadzić przy udziale specjalisty danej grupy zwierząt, a wszelkie zmiany należy uwzględnić na nowych

[8] A. Karpiewska i in., 2019, *Analysis of museum labels description*, „Opuscula Musealia" 26, s. 143–156.

etykietach, pozostawiając poprzednie w celu archiwizacji. Jeśli etykieta jest na stałe przymocowana do pojemnika, który nie może być ponownie użyty, należy wykonać jej dokładną dokumentację fotograficzną, która zostanie dołączona do katalogu kolekcji w formie cyfrowej. Pojemnik na którym znajduje się etykieta należy w miarę możliwości zachować. Wszelkie takie zabiegi powinny być odnotowywane w prowadzonych przez kuratorów **katalogach zbiorów**.

Stała kontrola stanu eksponatów jest kluczowym elementem kurateli kolekcji. Szczególną uwagę należy zwracać na stan płynu konserwującego, który z czasem może mętnieć. W takich przypadkach płyn należy wymienić na nowy o identycznym stężeniu i składzie. W przypadku konieczności zastosowania innego niż pierwotny płyn konserwujący, zaleca się każdorazowe skonsultowanie z kuratorem naukowym kolekcji, który określi, jaki środek może zostać użyty biorąc pod uwagę przyszłe, naukowe wykorzystanie materiału. Możliwym jest, po konsultacji ze specjalistą, że wyselekcjonowanie części materiału zostaną zakonserwowane w alkoholu etylowym i będą dalej przechowywane w temperaturze -20°C do badań genetycznych.

Wyjątkowym typem okazów mokrych są utrwalone **stadia rozwojowe kręgowców**. Obiekty takie, często odbarwione z zastosowaniem zasad oraz perhydrolu są przezroczyste i możliwe jest obserwowane wybarwionych elementów szkieletu – kości (barwienie alizaryną) oraz chrząstek (barwienie błękitem alcjańskim). Okazy takie przechowywane są w roztworze gliceryny (99%), z dodatkiem tymolu[9], który zapobiega pleśnieniu. Digitalizacja tego typu preparatów jest szczególnie trudna. Z doświadczenia[10] wynika, że najlepiej sprawdza się fotografowanie ich bezpośrednio w glicerynie, która inaczej załamuje promienie świetlne niż woda czy alkohol. Najlepsze efekty uzyskuje się, umieszczając preparaty w szerokich, otwieranych od góry pojemnikach, które umożliwiają odpowiednie oświetlenie i eliminację refleksów świetlnych.

Szczególnym przypadkiem materiałów mokrych są okazy z kolekcji, w których **płyn konserwujący całkowicie lub w znacznej części wyparował**. W przedstawionej sytuacji, istnieją dwie metody postępowania – pierwsza, w której podejmujemy się próby uzupełnienia płynu (np. z zastosowaniem 0,5% roztworu Na_3P0_4)[11], oraz druga, w której pozostawiamy okazy w stanie zasuszonym.

[9] G. Dingerkus, L.D. Uhler, 1977, *Enzyme clearing of alcian blue stained whole small vertebrates for demonstration of cartilage*, „Stain Technology" 52(2), s. 229–32.
[10] T. Skawiński, G. Skórzewski, B.Borczyk, 2021, *Embryonic development and perinatal skeleton in a limbless, viviparous lizard, Anguis fragilis* (Squamata: Anguimorpha), „PeerJ" 9: e11621.
[11] B. Borczyk, T. Skawiński, 2019, *Tracking down the lizards from Gravenhorst's collection at the University of Wrocław: type specimens of Callopistes maculatus Gravenhorst, 1838 and three Liolaemus species rediscovered*, „PeerJ", 7: e6525.

Każdorazowy wybór metody postępowania musi być skonsultowany ze specjalistą danej grupy zwierząt, jednak opis procedur ponownego „nawadniania" okazów wykracza poza ramy niniejszego opracowania. Jeśli okaz wykazuje bardzo wysoki poziom wysuszenia, należy odstąpić nie tylko od prób jego rehydratacji, ale również wyjmowania go z pojemnika – okazy takie charakteryzują się wysoką kruchością i bardzo łatwo jest je zniszczyć. Manipulacje związane z ich digitalizacją należy pozostawić opiekunom danych kolekcji.

Organizacja procesu digitalizacji preparatów mokrych. Digitalizacja tak zwanych „preparatów mokrych", czyli całych okazów, ich części lub fragmentów tkanek zwierząt przechowywanych w płynach konserwujących może być przeprowadzana z zastosowaniem dwóch typów procedur:

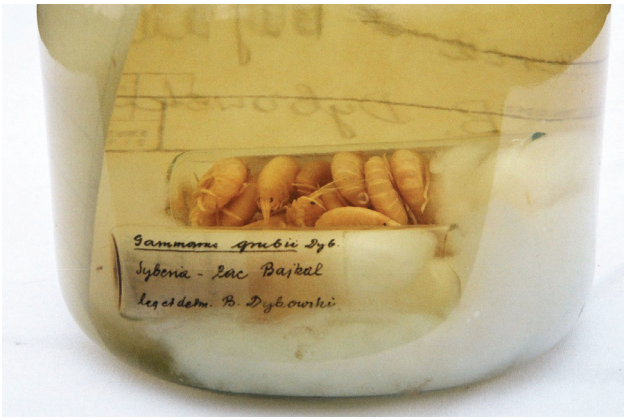
– **bez otwierania pojemników**, a tym samym wyciągania znajdujących się w nich preparatów (Ryc. 2–6),

– poprzez przygotowanie preparatów **po otworzeniu pojemników**, w których są zdeponowane w kolekcji (Ryc. 7–11).

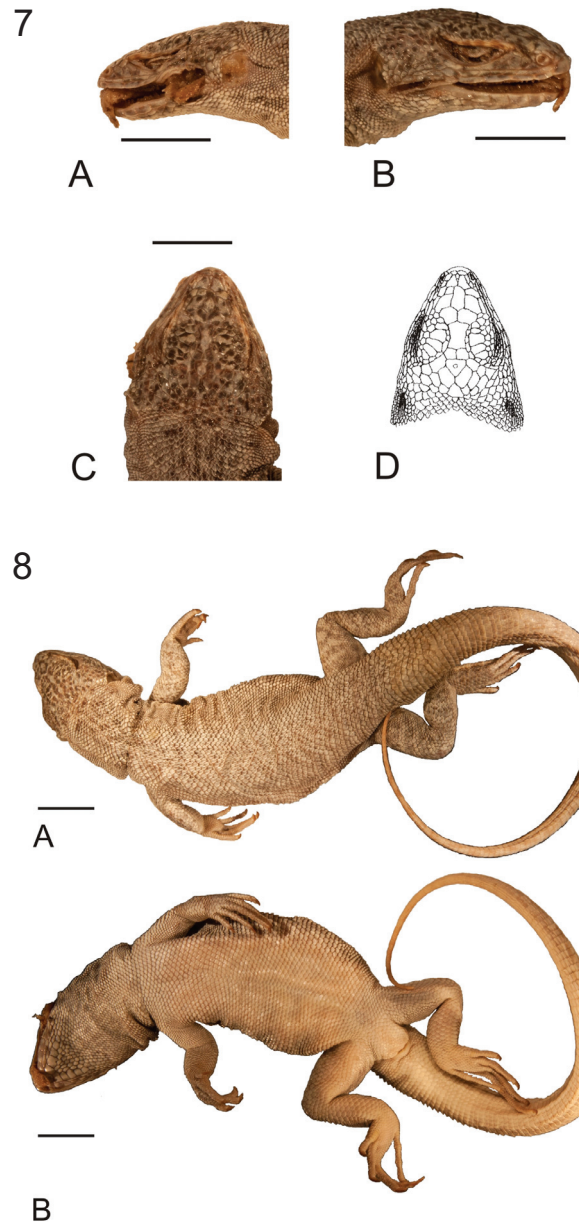
Zasadniczym warunkiem stosowania pierwszej procedury jest przechowywanie okazów w przezroczystym pojemniku, zazwyczaj szklanym, umożliwiającym pełną widoczność eksponatu. Oczywiście w zależności od celu digitalizacji, preparat musi być odpowiednio ustawiony, a dane z etykiet czytelne. Bardzo często taki sposób utrwalania obrazu stosuje się w przypadku badań dokumentacyjnych lub ilustracyjnych, szczególnie kiedy opracowanie dotyczy eksponatów historycznych przechowywanych w oryginalnych pojemnikach, gdy nie ma potrzeby bezpośredniej interakcji z okazem.

Ryc. 2–3. Digitalizacja dla celów archiwizacyjnych/edukacyjno–popularyzatorskich, bez wyjmowania okazu z pojemnika: *Philodryas viridissima* (Linnaeus, 1758) (MNHW–Reptilia–0033): (2) Widoczna spodnia część głowy oraz fragmenty pierwotnej etykiety i nowej; (3) Zbliżenie na pierwotną etykietę umieszczoną bezpośrednio na pojemniku. Źródło: https://muzeumcyfrowe.pl/dlibra/publication/edition/12167.

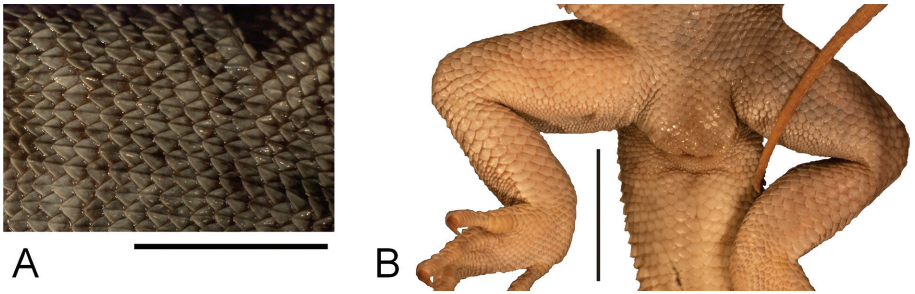
Ryc. 4–5. Digitalizacja dla celów archiwizacyjnych/edukacyjno–popularyzatorskich, bez wyjmowania okazu z pojemnika: (4) Słoik zawierający probówki z dżdżownicami należącymi do gatunku *Aporrectodea caliginosa* (Savigny, 1826), materiały dowodowe badań okolic Warszawy; (5) Słoik zawierający probówki z wijami zebranymi w Turcji przez Konstantego Jelskiego w 1864 roku (Fot. Pracownia Muzeum Zoologiczne MiIZ PAN).



Ryc. 6. Digitalizacja dla celów archiwizacyjnych/edukacyjno–popularyzatorskich, bez wyjmowania okazu z pojemnika: Bajkalskie kiełże zebrane przez Benedykta Dybowskiego, gatunek *Gammarus grubii* Dybowsky, 1874 (Fot. Pracownia Muzeum Zoologiczne MiIZ PAN).



Ryc. 7–8. Digitalizacja dla celów naukowych: (7) głowa holotypu *Liolaemus conspersus* (Gravenhorst, 1838) (MNHW–Types–1321) A – widok głowy z lewej strony; B – widok głowy z prawej strony, C – grzbietowa cześć głowy, tzw. pileus; D – szkic pilepusa wykonany przez Gravenhorsta. Skala: 1 cm.; (8) holotyp *Liolaemus conspersus* (Gravenhorst, 1838) (MNHW–Types–1321) A – widok strony grzbietowej; B – widok strony brzusznej. Skala: 1 cm. Źródło: Borczyk i Skawiński, 2019. Rycina dostępna na licencji CC–BY 4.0.



Ryc. 9. Digitalizacja dla celów naukowych: holotyp *Liolaemus conspersus* (Gravenhorst, 1838) (MNHW–Types–1321) A – zbliżenie na łuski grzbietowe, wyraźny kil biegnący przez środek każdej z nich; B – zbliżenie na okolice kloakalną, brak porów na kończynach tylnych ani w regionie przy kloace. Skala: 1 cm. Źródło: Borczyk i Skawiński, 2019. Rycina dostępna na licencji CC–BY 4.0.

Najczęściej jednak, szczególnie w przypadku badań ściśle naukowych, zachodzi konieczność otwarcia pojemnika i wyciągnięcia preparatu na zewnątrz. Wymaga to odpowiednich warunków laboratoryjnych, które zapewniają bezpieczeństwo zarówno eksponatów, jak i personelu. Pomieszczenie powinno spełniać kluczowe **wymogi BHP**, w tym:

– wyposażone być w odporne na zniszczenie przez płyny konserwujące blaty stołów, wykładziny podłogowe,

– posiadać system wentylacji lub intensywnego wietrzenia, w przypadku opracowywania preparatów zakonserwowanych w formalinie, która jest płynem agresywnym i szkodliwym dla zdrowia ludzkiego, wskazane jest korzystanie z dygestorium, czyli przeszklonej komory w kształcie szafy wyposażonej w wentylację wyciągową wyrzucającą powietrze na zewnątrz,

– posiadać system podłączony do komory zlewozmywaka pozwalający na odprowadzenie zużytych płynów do specjalnych zbiorników, które przekazywane są do utylizacji.

Zastosowanie odpowiednich procedur zależy od zasadniczego celu digitalizacji, której najczęściej towarzyszy proces konserwacji związany z uzupełnieniem brakujących płynów lub ich całkowitą wymianą, a także drobnymi naprawami i zabiegami związanymi z poprawą ustawiania preparatu i etykiet wewnątrz pojemnika. Całkowita wymiana płynów musi być skonsultowana ze specjalistą w przypadku, kiedy w pojemniku znajduje się pojedynczy okaz. Rozwój technik badań molekularnych umożliwia wykorzystanie do badań takich płynów, co przyczynia się do poszerzenia możliwości zastosowania badań bezinwazyjnych, tak ważnych w przypadku cennych naukowo preparatów lub chronionych przepisami z zakresu ochrony materialnych dóbr kultury.

Pozytywne i negatywne strony digitalizacji po otwarciu preparatu.

Zalety:

– swobodna manipulacja okazem oraz etykietami, pozwala wykonać zdjęcia dowolnych elementów okazu, wszystkich etykiet,

– możliwość przeprowadzenia dokładnej inspekcji stanu okazu,

– okazja do pobrania próbek do badań,

– przeprowadzenie zabiegów konserwujących, w tym wymiany płynów.

Wady:

– narażenie pracowników na działanie substancji szkodliwych: formalina, etanol i inne,

– wymóg pracy w sprzęcie ochronnym,

– praca z agresywnymi związkami chemicznymi, niebezpieczeństwo uszkodzenia sprzętu elektronicznego.

Proces digitalizacji, który nie wymaga otwierania pojemników z preparatami może przebiegać w pomieszczeniach pozbawionych specjalistycznego wyposażenia laboratoryjnego, a uwaga organizatora i wykonawcy projektu może skupić się tylko na zabezpieczeniu preparatu (co w przypadku ciężkich szklanych pojemników jest sporym wyzwaniem) i bezpośrednio na przygotowaniu wyposażenia do spisywania danych i utrwalania obrazu preparatu. Miejsce na stabilnym stole lub na podłodze powinny być usytuowane w sposób umożliwiający zastosowanie tła mającego odpowiednią fakturę powierzchni (najczęściej matowa) i kolor (zwykle czarny lub biały). Wielkość pomieszczenia należy dobrać uwzględniając, oprócz powierzchni do eksponowania opracowywanych materiałów, przestrzeń potrzebną na rozstawienie sprzętu fotograficznego wyposażonego w statyw oraz oświetlenia, a także sprzętu komputerowego umożliwiającego gromadzenie danych z aparatu fotograficznego, spisywanie informacji o obiekcie, w tym danych z etykiet oraz bieżącego przeglądu wyników digitalizacji, dzięki któremu można powtórzyć nieudane zdjęcia lub zmienić ustawienie eksponatu.

Digitalizacja preparatów mokrych w pojemnikach.

Zalety:

– zdjęcia wykonane bez ingerencji w preparat lub pojemnik, w którym się znajduje, zachowanie oryginalnych cech (pojemnik, sposób zamknięcie, skład płynu konserwującego, ustawienie preparatu),

– zmniejszenie ryzyka uszkodzenia preparatu,

– praca czysta i bezpieczna, bez kontaktu z płynami konserwującymi, suche środowisko pracy, nie wymaga zastosowania wodoodpornego tła fotograficznego, specjalnego zabezpieczenia sprzętu elektronicznego,

– znaczne obniżenie kosztów digitalizacji.

Wady:

– nie ma możliwości sprawdzenia czy w okazie nie umieszczono dodatkowych etykiet lub wypreparowanych narządów wewnętrznych,

– okaz i etykiety muszą być fotografowane w pierwotnym ustawieniu, brak możliwości przesunięcia i rozprostowania etykiet, co wpływa negatywnie na jakość wykonanej dokumentacji,

– z reguły niska użyteczność wykorzystania dokumentacji do badań naukowych, z wyjątkiem analiz o charakterze historycznym,

– szklane pojemniki zazwyczaj załamują światło i zakrzywiają obraz okazu, który poprzez zniekształcenia zaburza proporcje pomiędzy poszczególnymi elementami ciała,

– konieczność wykorzystania zaawansowanych systemów oświetleniowych i odpowiedniego tła, np. zastosowania dyfuzorów przy źródłach światła lub robienia zdjęć pod pewnymi kątami w celu uniknięcia refleksów światła na szkle.

Opracowywanie danych obiektu, w tym spisywanie informacji z etykiet, wykonywanie zdjęć lub inne utrwalanie obrazu, wymaga zorganizowania przynajmniej **dwóch odrębnych stanowisk do pracy**:

– miejsca, w którym preparat i etykieta wyjmowane są z pojemnika, **tzw. sektor brudny**,

– przestrzeni, w której wykonana jest właściwa digitalizacja, **tzw. sektor czysty**.

W przypadku wykonywania zdjęć preparatom wskazane jest również utrwalenie obrazu etykiet, co pozwala na zachowanie zarówno informacji tekstowych, jak i szczegółów wizualnych, takich jak krój pisma czy układ tekstu. Cechy te mogą być kluczowe w analizach na przykład podczas sporządzania list ewidencyjnych lub badań proweniencyjnych. Opracowanie w systemie bazodanowym informacji ze zdigitalizowanych etykiet skraca czas ekspozycji wykonawcy na szkodliwe warunki pracy oraz minimalizuje konieczność ciągłego korzystania z osobistych środków ochrony, takich jak maski czy kombinezony. W takim przypadku nie ma potrzeby organizowania trzeciego stanowiska pracy dedykowanego obsłudze komputerowej w sektorze narażonym na działanie agresywnych oparów, takich jak alkohol czy formalina, co dodatkowo chroni sprzęt elektroniczny przed uszkodzeniem.

Z doświadczeń zdobytych w trakcie realizacji projektów digitalizacji „zbiorów mokrych" przeprowadzonych w placówkach autorów niniejszego opracowania wynika, że optymalny system organizacji procesu digitalizacji powinien zakładać pracę w zespole dwuosobowym, w którym jedna osoba wykonuje prace „brudne", a druga „czyste". Taki podział obowiązków pozwala na zoptymalizowanie procesu, zmniejszenie ryzyka błędów oraz efektywne wykorzystanie czasu.

Ryc. 10. Antar polarny *Dissostichus mawsoni* (Norman, 1937) – gatunek morskiej ryby z rodziny nototeniowatych przygotowany do digitalizacji (Fot. Pracownia Muzeum Zoologiczne MiIZ PAN).

Prace „brudne” obejmują:
– otwieranie pojemników,
– wyjmowanie okazów,
– rozwijanie, prostowanie etykiet,
– ustawianie preparatu oraz etykiet do wykonywania zdjęć,
– przenoszenie okazów do pojemników,
– uzupełnienie lub wymianę płynów konserwujących,
– zamkanie pojemników.

Prace „czyste” obejmują:
– wykonanie zdjęć,
– spisanie etykiet do systemu katalogowego,
– archiwizację plików cyfrowych poprzez przenoszenie zdjęć z karty pamięci aparatu na dysk twardy komputera,
– powiązanie zdjęć z danymi wpisami w katalogu.

Ryc. 11. Ryby złowione podczas zimowania w sezonie 1978/79 w polskiej Stacji Antarktycznej im. Henryka Arctowskiego przez Jana Macieja Rembiszewskiego, przygotowane do digitalizacji (Fot. Pracownia Muzeum Zoologiczne MiIZ PAN).

Digitalizację takich preparatów najlepiej **wykonywać pod dygestorium** które minimalizuje ryzyko ekspozycji na szkodliwe opary. Szczególną uwagę podczas otwierania pojemników należy zwrócić na bezpieczeństwo przy otwieraniu pojemników, zwłaszcza w przypadku szklanych wieczek czy cylindrów, które mogą pęknąć. Zaleca się korzystanie z okularów ochronnych i grubych rękawic, które zabezpieczają zarówno przed skaleczeniami, jak i kontaktem z płynami konserwującymi. W zależności od sposobu zamykania preparatów należy zaopatrzyć się w narzędzia przydatne do otwierania pojemników, takie jak skalpel, śrubokręt czy odpowiednie rozpuszczalniki. W sytuacji, gdy pojemniki są uszczelnione materiałami takimi jak parafina czy bitum, można użyć opalarki lub suszarki do ich podgrzania i zmiękczenia, co ułatwia ich bezpieczne otwieranie.

W kolekcjach ichtiologicznych i herpetologicznych, które niemal w całości złożone są z preparatów mokrych, czas przeznaczony na wykonanie wizerunku pojedynczego okazu w tzw. masowej digitalizacji trwa od 5 do ponad 20 minut, nie licząc prac dodatkowych jak uzupełnienia opisów na etykietach, wpisy do katalogu, opatrywanie georeferencjami itp., co potwierdzają wyniki ankiet przeprowadzonych wśród 44 respondentów z różnych muzeów światowych[12]. Z naszych doświadczeń wynika, że mogą one trwać znacznie dłużej, w zależności od celu wykonywanej digitalizacji, co ma niebagatelny wpływ na liczbowe mierniki efektywności pracy, a co za tym idzie, na jej wysokie koszty realizacji takich projektów.

Do najczęściej stosowanych **środków ochrony osobistej** należą:

– rękawice i okulary ochronne,

– maska ochronna pełnotwarzowa stanowiąca wraz z odpowiednimi filtrami zabezpieczenie zarówno skóry, oczu jak i układu oddechowego przed oparami i kroplami formaliny i alkoholu etylowego (zalecane jest stosowanie pochłaniaczy gazowych o klasie ochrony A1),

– kombinezony ochronne lub fartuchy (Ryc. 12),

– detektor formaliny.

Utylizacja płynów konserwujących. Jeżeli w procesie digitalizacji zostały wymienione płyny konserwujące w preparatach, należy je przekazać do wyspecjalizowanej firmy, która dokona ich utylizacji.

Sprzęt fotograficzny. Przykładowe wyposażenie pracowni fotograficznej (Muzeum Przyrodnicze UWr):

[12] A. Vollmar, J.A. Jacklin, L.S. Ford, 2010, *Natural History Specimen Digitization: Challenges and Concerns*, „Biodiversity Informatics" 7, s. 93–112.

– aparat Canon EOS 50 D sr, obiektyw Canon 50 mm, f 1.8, obiektyw Canon 100 mm, f 2.8, statyw kolumnowy Manfrotto, statyw trójnóg Manfrotto, stół bezcieniowy, softbox, lampa światła ciągłego Elfo 4×55 W – 2 szt.

– laptop do sterowania aparatem przy pomocy dedykowanego oprogramowania firmy Canon,

– próbnik kolorów i miarka – obowiązkowo umieszczane w kadrze zdjęcia o przeznaczeniu digitalizacyjnym.

Procedura kontrolna wykonanych digitalizatów. Po wykonaniu odwzorowania cyfrowego w postaci fotografii lub serii fotografii i towarzyszącego mu pliku metadanych (w formacie tabelarycznym .xls lub .csv) pliki te mogą być traktowane podobnie do innych digitalizatów np. z dziedziny historii czy sztuki. Najważniejsza na tym etapie jest kontrola krzyżowa (*cross-checking*) gwarantująca, że wizerunki zostały prawidłowo opisane i będą właściwie prezentowane w dalszym ciągu procesu. Wdrażając procedurę kontrolną wykonanych digitalizatów należy zadbać o to, by każdemu etapowi towarzyszyła odpowiednia atrybucja, tj. podjęta decyzja typu zatwierdzenie lub zwrócenie obiektu do poprawy było opatrzone identyfikatorem osoby, która taką decyzję podjęła i – w wersji minimum dla obiektów skierowanych do poprawy – notką wyjaśniającą powód poprawki. Taki system zwiększa przejrzystość procesu oraz ułatwia śledzenie ścieżki każdego obiektu i kierowanie go do odpowiednich osób.

Ryc. 12. Prace konserwacyjne w zbiorach mokrych wykonywane z zastosowaniem osobistych środków ochrony (Fot. Pracownia Muzeum Zoologiczne MiIZ PAN).

Zakładając, że parametry techniczne zdjęć (np. oświetlenie, ostrość, rozdzielczość) mieszczą się w akceptowalnych ramach i nie wymagają korekty, pierwszym etapem walidacji wykonanego digitalizatu jest kontrola jakości zrobionej fotografii i jej metadanych przez osobę wykonującą rzeczony proces (zdjęcia lub opisy). Szczególną uwagę należy zwrócić na to, czy uzupełniony jest komplet danych, czy wszystkie dodatkowe informacje generują się w sposób prawidłowy (np. plik EXIF) i czy liczba, rozmiar, format oraz nazewnictwo plików zgadza się z przyjętymi założeniami. Należy też poświęcić uwagę zawartości zdjęcia – czy okaz na nim widoczny jest prawidłowo ujęty oraz czy na wizerunku znajdują się wszystkie istotne obiekty (np. etykieta, próbnik kolorów czy miarka). Aby uniknąć opóźnień i zwiększyć efektywność pracy, kontrola może być przeprowadzana na zakończenie zdefiniowanego etapu pracy, np. po ukończeniu partii obiektów. Jeśli chodzi o **kontrolę materiału wizualnego** (fotografia, skan 2D/3D itp.), normy dotyczące oceny jakości takich odwzorowań są stosunkowo jednorodne i intuicyjne. Problematyczne bywa ustalenie zakresu i formy metadanych oraz danych opisowych, które mają towarzyszyć digitalizatowi, szczególnie jeśli obejmują one informacje merytoryczne, związane z obiektem biologicznym, takie jak taksonomia, sposób i miejsce pozyskania czy literatura związana z okazem. Wiele muzeów (lub nawet poszczególnych działów) w toku prac nad kolekcjami wypracowało własne sposoby zapisywania informacji katalogowych; różnorodność tych form powoduje, że bardzo trudne jest wypracowanie jednego standardu prezentowania i zapisywania informacji o obiekcie. Różnice mogą dotyczyć tak drobnych kwestii jak format daty (np. dd–mm–rrrr vs. rrrr–mm–dd) lub bardziej złożonych jak wersja używanego kodeksu nomenklatorycznego czy sposób zapisu nazwisk autorów.

Z tego względu sugeruje się, by w ramach prowadzonej digitalizacji dokonać **scalenia wszystkich sposobów zapisu metadanych** w obrębie instytucji, a następnie, w celu uzyskania interoperacyjności wytworzonych danych (tj. możliwości bezproblemowego włączenia ich w większe repozytoria lub dalszej dystrybucji w przyszłości), dokonać przepisania wszystkich danych do wybranego, szerzej używanego międzynarodowego standardu. Dla danych biologicznych jest to zazwyczaj standard Darwin Core (https://dwc.tdwg.org/). Definiuje on zarówno zakres informacji jakie mogą opisywać digitalizowany obiekt, jak i sugeruje formaty zapisu poszczególnych pól.

Przechowywanie wyników cyfryzacji. Po digitalizacji należy zarchiwizować dane cyfrowe na serwerze z odpowiednią redundancją, aby zapewnić bezpieczeństwo pozyskanych danych. Optymalnym jest przechowywanie danych w dwóch niezależnych lokalizacjach oraz wykorzystanie rozwiązań pozwalających zminimalizować niebezpieczeństwo utraty danych. Za przykład mogą służyć nawet

niewielkie dyski sieciowe (NAS/DAS) stosujące technologię RAID 1 (Redundant Array of Independent Disks – nadmiarowa macierz niezależnych dysków) zwiększające bezpieczeństwo danych nawet przy awarii jednego z dysków. Można również zastosować rozwiązania proponowane przez dostawców zewnętrznych, takie jak dyski w chmurze, choć ich pojemność i dostępność mogą być ograniczone przez czynniki techniczne i finansowe.

Przykład procesu digitalizacji gadów w Muzeum Przyrodniczym Uniwersytetu Wrocławskiego. Okazy gadów znajdujące się w kolekcjach muzealnych, szczególnie pochodzące ze starych zbiorów, charakteryzują się różnymi metodami konserwacji. W przypadku Muzeum Przyrodniczego UWr, okazy gadów konserwowane były jako preparaty mokre, zasuszone skóry (głównie krokodyle) oraz wystawiennicze okazy taksydermiczne. W obrębie gadów, najliczniejszym jest klad łuskonośnych (Squamata), dlatego w oparciu o niego przedstawione zostaną ogólne zasady digitalizacji tej grupy zwierząt (z odpowiednimi adnotacjami w odniesieniu do pozostałych grup).

W przypadku digitalizacji obiektu w celach umożliwiających identyfikację gatunkową, kluczowe jest wykonanie zdjęć zawierających istotne cechy taksonomiczne, które są wykorzystywane w taksonomii poszczególnych grup. Jednakże w związku z tym, że liczba wyróżnianych gatunków w omawianej grupie gadów wynosi ponad 12 000[13], dla uproszczenia przedstawiono główne cechy wykorzystywane w kluczach do oznaczania gadów z tej grupy, w obrębie poszczególnych części ciała.

W obrębie głowy zalecane jest wykonanie zdjęć obejmujących prawą i lewą stronę, część grzbietową i brzuszną. Szczególnie istotne jest zwrócenie uwagi na dokładne ujęcie tzw. pileusa, czyli górną część głowy, która charakteryzuje się obecnością łusek różnej wielkości[14]. Fotografie stanowią ważny element opisu holotypu dla nowo wyznaczanych taksonów. Bardzo istotne jest również zachowanie skali zdjęcia. Na rycinie zawarto przykład prawidłowego wykonania zdjęcia okazu poddanego digitalizacji dla potrzeb publikacji naukowej[15]; warto zwrócić uwagę na dokładność odwzorowania pileusa w porównaniu do ryciny wykonanej przez autora nazwy gatunkowej. Ułożenie tarcz na bocznych stronach głowy również ma istotną rolę taksonomiczną. Dlatego należy wykonać zdjęcia obu stron głowy tak, by uwidocznić wszystkie tarczki (Ryc. 7). Fotografowanie pod kątem, zamiast

[13] P. Uetz, et al., 2024. *The Reptile Database* (http://www.reptile–database.org [dostęp: 28.10.2024]).
[14] P. Sura, 2005, *Encyklopedia Współczesnych Płazów i Gadów*, Nowy Sącz.
[15] B. Borczyk, T. Skawiński, 2019, *Tracking down the lizards from Gravenhorst's collection at the University of Wrocław: type specimens of Callopistes maculatus Gravenhorst, 1838 and three Liolaemus species rediscovered*, „PeerJ" 7: e6525.

w płaskim ujęciu, jest nieprawidłowe i może utrudniać analizę. Spodnia część głowy zawiera również istotne cechy taksonomiczne[16], przez co nie należy jej pomijać w czasie procesu digitalizacji. W przypadku krokodyli, należy zwrócić uwagę na wyraźne udokumentowanie takich cech jak profil głowy (kształt), zęby, liczba i wzajemna orientacja tarcz zaskroniowych i karkowych[17].

W obrębie tułowia, liczba cech taksonomicznych obecnych u jaszczurek wyraźnie rośnie – po spodniej stronie szyi istotna jest obecność tzw. kołnierzyka, rzędu poprzecznych do głównej osi ciała łusek, które są wyraźnie większe od innych łusek brzusznych[18]. Rozmiar i kształt łusek na stronie brzusznej i grzbietowej, obecność guzków na grzbiecie oraz ornamentacja łusek[19] również mają znaczenie dla klasyfikacji i identyfikacji. Prawidłowe zdjęcia części grzbietowej oraz brzusznej jaszczurki przedstawia Ryc. 8, a zbliżenie prezentujące kil, a także tarczki w okolicy analnej (ich liczbę i kształt) Ryc. 9. W przypadku węży, kluczowym elementem jest wykonanie zdjęcia spodniej części ogona w sposób pozwalający ustalić liczbę łusek podogonowych[20].

U niektórych jaszczurek, na spodniej stronie kończyn tylnych, w części udowej znajdują się ujścia gruczołów – ich liczba i stopień wykształcenia, poza wartością taksonomiczną, może dostarczyć informacji o płci okazu, dlatego też w procesie digitalizacji warto rozważyć fotografowanie kończyn. W niektórych gatunkach gekonów i anolisów na spodniej stronie palców występują przylgi[21] – struktury ułatwiające wspinanie się. Ich kształt i liczba również powinny zostać udokumentowane, gdyż stanowią istotne cechy diagnostyczne.

Przykład digitalizacji kolekcji ryb antarktycznych w Naukowej Kolekcji Zoologicznej Muzeum i Instytutu Zoologii PAN. W zasobach Naukowej Kolekcji Zoologicznej MiIZ PAN znajduje się unikatowy zbiór ryb obejmujący około 26 tysięcy okazów. Wśród ponad 16,5 tysiąca oznaczonych okazów wyróżnia się ponad tysiąc gatunków ryb należących do około 160 rodzin. Zbiór ichtiologiczny liczy ponad 80 unikatowych okazów opatrzonych sygnaturą „TYP" tj. wskazanych

[16] J. Speybroeck, W. Beukema, B. Bok, J. Voort, 2016, *Field Guide to the Amphibians & Reptiles of Britain and Europe*, London: Bloomsbery Publishing Plc.
[17] P. Brazaitis, 1973, *The Identification of Living Crocidilians*, „Zoologica: scientific contributions of the New York Zoological Society" 58(3–4), s. 59–100.
[18] W. Juszczyk, 1987, *Płazy i Gady Krajowe, Część 3, Gady – Reptilia*. Warszawa: Państwowe Wydawnictwo Naukowe.
[19] J. Speybroeck, W. Beukema, B. Bok, J. Voort, 2016, *Field Guide to the Amphibians & Reptiles of Britain and Europe*, London: Bloomsbery Publishing Plc.
[20] J. Speybroeck, W. Beukema, B. Bok, J. Voort, 2016, *Field Guide to the Amphibians & Reptiles of Britain and Europe*, London: Bloomsbery Publishing Plc.
[21] P. Sura, 2005, *Encyklopedia Współczesnych Płazów i Gadów*, Nowy Sącz: Drukarnia KWADRAT.

jako typy opisowe gatunków, a także niezwykle cenne materiały z drugiej połowy XIX wieku, w tym gatunki syberyjskie pozyskane przez Benedykta Dybowskiego[22].

Zbiór ichtiologiczny w MiIZ PAN zawiera unikalną kolekcję ryb antarktycznych, zebraną podczas polskich wypraw naukowo–badawczych w latach 1972–1981. Kolekcja obejmuje około tysiąca okazów zebranych przez wybitnych biologów takich jak Maciej Krzeptowski (kierownik zespołu naukowego na statku „Tazar" w latach 1975–1976 w ramach pierwszej Polskiej Morskiej Ekspedycji Antarktycznej) oraz Tomasz Linkowski, Jan Maciej Rembiszewski i Krzysztof Skóra uczestnicy wypraw antarktycznych). Kolekcja ryb zdeponowana w MiIZ PAN stanowi niezwykle cenny materiał dowodowy dotychczasowych badań prowadzonych na Antarktydzie, ale także na górzystej wyspie położonej na południowym skraju Oceanu Atlantyckiego o nazwie w Georgia Południowa oraz na największej wyspie położonej na archipelagu Szetlandów Południowych – wyspie Króla Jerzego. Wiele gatunków z kolekcji należy do takich rodzin jak: białokrwiste Channichthyidae (endemiczna rodzina morskich ryb okoniokształtnych), świetlikowate Myctophidae (najliczniejsza rodzina wśród ryb głębinowych charakteryzująca się efektownie połyskującymi ciałami), żuwakowate Stromateidae (rodzina ryb okoniokształtnych o dużym znaczeniu gospodarczym), nototeniowate Nototheniidae (rodzina występująca głównie w morzach antarktycznych oraz chłodnych wodach półkuli południowej) (Ryc. 10, 11). Materiał obejmuje również przedstawicieli wielu ciekawych gatunków jak: antar polarny *Dissostichus mawsoni* (gatunek morskiej ryby wytwarzającej białka powstrzymujące zamarzanie, które pozwalają żyć w wodach otaczających Antarktydę), *Psilodraco breviceps* (endemiczny gatunek żyjący w okolicach Georgii Południowej), śledź antarktyczny *Pleuragramma antarcticum* (gatunek zagrożony wyginięciem).

Digitalizacja zbiorów ryb antarktycznych powiązana była z przeprowadzeniem gruntownej konserwacji związanej z wymianą płynów i pojemników. Zbiory zgromadzone były w 5 beczkach 120 litrowych, z zastosowaniem 5% roztworu wodnego formaliny. Tak duże beczki wykorzystano do przechowywania ryb, których wymiary nie pozwalały na zastosowanie pojemników o pojemności 30l. Podczas prac digitalizacyjno–konserwatorskich łącznie wykorzystano 21 beczek 30l oraz 3 beczki 120l, do których przeniesiono eksponaty ze starych pojemników.

[22] D. Iwan, D. Mierzwa-Szymkowiak, W. Wawer, 2021, *Zbiory przyrodnicze Muzeum i Instytutu Zoologii PAN – świadectwo polskiego wkładu w rozwój światowych badań bioróżnorodności prowadzonych od początku XIX wieku*, „Kosmos" 70(2), s. 242–254.
D. Iwan i in., 2023, *Z dziejów Gabinetu Zoologicznego. Materiały z badań Azji Północnej i Wschodniej (1861–1889)*, „Memorabilia Zoologica. Nowa Seria 9", s. i–xii + 1–164;
(https://rcin.org.pl/dlibra/publication/276743/edition/240344?language=en [dostęp: 2.12.2024]).

Pojemniki nieprzezroczyste opatrzone zostały etykietami z podstawowymi danymi w celu łatwej lokalizacji zbiorów. Każdy z pojemników otrzymał przyporządkowany numer, dzięki któremu w bazie danych oraz na stronie internetowej można go łatwo odnaleźć i sprawdzić jego zawartość. Proces digitalizacji nie tylko ułatwił dostęp do zbiorów, ale również wyeliminował konieczność bezpośredniego kontaktu z formaliną, co podniosło bezpieczeństwo pracy badaczy. Prace prowadzono w pomieszczeniu laboratoryjnym przy użyciu sprzętu ochronnego (maska pełnotwarzowa z filtrami A1+formaldehyde, kombinezon ochronny, rękawice gumowe, kalosze). Etykiety na beczki drukowano za pomocą drukarki etykiet Brother PT–2430PC. Dokumentację fotograficzną będącą podstawą procesu digitalizacji wykonywano za pomocą aparatu fotograficznego Canon EOS 60D z obiektywem stałoogniskowym Canon EF 50 mm oraz Tamron 90 mm. Zdjęcia zapisywano w formacie .jpg w rozdzielczości 5184 × 3456 pikseli. W celu przyporządkowania zdjęć konkretnym eksponatom sporządzono bazę danych zawierającą dane o okazach oraz numery zdjęć im odpowiadające.

W ramach procesu zdigitalizowano 356 okazów ryb, jednocześnie tworząc bazę danych z podstawowymi informacjami o każdym eksponacie, takimi jak miejsce zbioru, gatunek, data zebrania, numer pojemnika oraz dodatkowe uwagi. Każde zdjęcie zostało opatrzone numerem, dzięki któremu, można połączyć je z bazą danych stworzoną podczas konserwacji zbiorów.

Standardowo dokumentacja wizualna obejmowała trzy zdjęcia każdego okazu, wykonane w trzech rzutach (dorsalny, wentralny i lateralny). W większości przypadków załączono również obraz etykiet, najczęściej na fotografii razem z okazem. Każde zdjęcie wykonywane było z umieszczeniem przy okazie wzorca metrycznego.

Kolejność czynności wykonywanych w procesie digitalizacji:

- Wyjęcie z pojemnika eksponatów na metalową kuwetę.
- Wymycie starego pojemnika i przygotowanie nowego.
- Oczyszczenie eksponatów, szczegółowe przejrzenie całego preparatu (w niektórych przypadkach poszczególne narządy wewnętrzne były osobno wypreparowane i umieszczone wewnątrz okazu w bawełnianej siateczce).
- Spisanie danych z etykiet.
- Zabezpieczenie etykiet, które były wypisywane ołówkiem lub tuszem, przywiązane do jednego okazu lub umieszczane pod pokrywą skrzelową
- Wykonanie fotografii ryb (na każdym ujęciu zamieszczony jest wskaźnik z numerem beczki i numerem eksponatu rozdzielone kropką).
- Umieszczenie preparatu w pojemniku i zalanie go świeżym płynem konserwującym.

- Wydrukowanie i naklejenie etykiety zbiorczej na pojemnik.
- Wprowadzenie do bazy danych informacji o miejscu przechowywania pojemnika w zbiorach.
- Utylizacja zużytego płynu konserwującego zgodnie z przepisami. Takie szczegółowe podejście zapewniło wysoką jakość dokumentacji oraz długoterminowe zabezpieczenie zarówno eksponatów, jak i danych z nimi związanych.

Jan Kotusz ORCID 0000-0001-6229-7610
Uniwersytet Wrocławski, Muzeum Przyrodnicze

Grzegorz Skórzewski ORCID 0000-0002-7653-4864
Uniwersytet Wrocławski, Muzeum Przyrodnicze

Jacek Stefaniak ORCID 0000-0003-3299-5025
Uniwersytet Wrocławski, Muzeum Przyrodnicze

Tomasz Skawiński ORCID 0000-0002-1163-9366
Uniwersytet Wrocławski, Muzeum Przyrodnicze

Marcin Raś ORCID 0000–0002–6365–2386
Muzeum i Instytut Zoologii Polskiej Akademii Nauk

Dariusz Iwan ORCID 0000-0003-0146-7916
Muzeum i Instytut Zoologii Polskiej Akademii Nauk

Metody digitalizacji eksponatów z kolekcji zwierząt kręgowych

Marcin Warchałowski, Jan Cichocki

Słowa kluczowe: fotografie, dermoplasty, balgi, skanowanie 3D, zdjęcia RTG, mikrotomografia, etykiety, archiwalia

Digitalizacja eksponatów przyrodniczych obejmuje różnorodne techniki, które nadają im formę cyfrową. Choć najczęściej kojarzona jest z fotografią cyfrową w świetle widzialnym, to coraz częściej wykorzystuje się również zdjęcia rentgenowskie[1] oraz obrazowanie 3D[2]. Niezależnie od stosowanych metod, przed przystąpieniem do tworzenia założeń projektów digitalizacyjnych kluczowe jest określenie głównego celu. Powstała w projekcie digitalizacji dokumentacja powinna, poza ukazywaniem stanu zachowania obiektów[3] oraz ich różnorodności, stanowić cenny materiał, który umożliwi dalszą pracę specjalistom zoologom. Wykonanie takiego odwzorowania okazu jest bardzo trudne i w zależności od tego z jakim eksponatem oraz gatunkiem mamy do czynienia, konieczne jest dobranie odmiennych technik lub skupienie się na jego charakterystycznych fragmentach. Ponadto, zoologiczne kolekcje przyrodnicze obejmują eksponaty wykonane z zastosowaniem różnych technik preparacji, co dodatkowo komplikuje proces digitalizacji. Warto również pamiętać o specyfice metadanych, które różnią się od tych używanych w opisie eksponatów z zakresu sztuki czy etnografii. Najbardziej obrazowym przykładem okazów muzealnych w kolekcjach

[1] D. Iwan, M. Kamiński, H. Kowalski, 2024, *Narodowe Muzeum Przyrodnicze a ochrona żubra w Polsce*. Wydawnictwa Uniwersytetu Warszawskiego: Warszawa.

[2] N.R. Larkin, S. Dey, D. Hutchinson, 2021, *Mounting the type specimen of Pliosaurus carpenteri Benson et al., 2013, an 8m–long fossil pliosaur skeleton, including the 3D–printed 1.8m–long replica of the skull for Bristol Museum & Art Gallery*, „Journal of Natural Science Collections" 8, s. 3–12.
A. Hall, E. Sherlock, D. Sykes, 2014, *Does Micro-CT scanning damage DNA in museum specimens?* „Journal of Natural Science Collections" 2, s. 22–29

[3] Opis ogólnej kondycji obiektu muzealnego, z wymieniem występujących w nim ubytków i uszkodzeń.

przyrodniczych są **dermoplasty**[4]. Ich wykonanie, oddające naturalny wygląd, wymaga dużego doświadczenia. W Niemczech funkcjonuje nawet określenie *präparationskunst*, które wprost odwołuje się do sztuki, ponieważ odpowiednie ukształtowanie wypchanego zwierzęcia mało się różni od wykonania rzeźby naturalistycznego obiektu o odpowiednich proporcjach i budowie anatomicznej. Właśnie dlatego w muzeach amerykańskich już w pierwszej dekadzie XX w. preparaty dermoplastyczne (inaczej taksydermiczne) uznawano za dzieła rzeźbiarskie specjalnej odmiany[5], a **taksydermię otwarcie uznano za sztukę**[6].

Preparaty zoologiczne powstają w różnych celach, a ich forma i sposób przechowywania zależą od przeznaczenia. Jeśli zwierzęta są kolekcjonowane i preparowane na potrzeby kolekcji naukowych i porównawczych (również wystawienniczych), ważne jest, aby eksponaty zajmowały jak najmniej miejsca. W tym celu ssaki i ptaki preparowane są w postaci tzw. **balg**[7] (Ryc. 1) lub samych płatów skór, ew. niezłożonych elementów kostnych. W przypadku okazów przeznaczonych na wystawy, tworzy się typowe dermoplasty, które były szczególnie popularne w XIX wieku (Ryc. 2). Zbiory kręgowców mogą być też przechowywane **w postaci skór, materiału kostnego, czy preparatów mokrych**. Ich specyfikę i sposoby cyfryzacji opisano w osobnych rozdziałach.

Dermoplasty – przygotowanie do procesu pozyskania odwzorowań. Proces należy rozpocząć od przygotowania obiektów, tj. weryfikacji ich stanu konserwatorskiego, wraz z ewentualnym zaleceniem doboru jak najmniej inwazyjnych metod cyfrowej dokumentacji. Kluczowe jest określenie metody odwzorowania oraz przeprowadzenie wstępnych konsultacji z fotografem na temat rodzaju i ilości dodatkowych kadrów/przybliżeń, które będą wykonane. Z uwagi na to, że eksponaty dermoplastyczne są przechowywane w różny sposób, np. w pudłach, skrzyniach, na półkach, w szafach to ich stan zachowania może się bardzo różnić. Właśnie dlatego proces powinno się rozpocząć od **określenia kondycji eksponatu**. Ocena stanu zachowania obiektu powinna polegać na dokładnej analizie dokonanej przez konserwatora lub opiekuna zbiorów. W czasie przenoszenia

[4] Taksydermia (z gr. *taxis* (przygotowywanie, układanie), *derma* (skóra) lub z łac. *taxi* (ruch), *derm* (skóra)) – sztuka montażu skóry i części kostnych zwierząt w sposób trwały i możliwie bliski ich naturalnej budowie. Wykorzystywana jest do celów edukacyjnych, wystawowych, w tym do ekspozycji np. trofeów myśliwskich.

[5] J. Święcimski, 1996, *Dydaktyzm w wystawach muzeów przyrodniczych. Część I. Grupy habitatowe*, „Przegląd Zoologiczny" 40, 3–4, s. 281–293.

[6] J. Święcimski, 1995, *Wystawy muzeów przyrodniczych a zagadnienie ich wartości artystycznej*, „Przegląd Zoologiczny" 34, 1–2, s. 139–150.

[7] Balga – ptak lub ssak wypreparowany w taki sposób, aby nie przyjmował żadnej pozy, bez podstawy. Zazwyczaj zachowana jest w okazie czaszka, a samo zwierzę pozbawione jest wnętrzności.

Ryc. 1. Balga szczygła udostępniona w serwisie GBIF. Ptak pochodzi z kolekcji Museum national d'Histoire naturelle, MNHN–ZO–2024–329 (https://www.gbif.org/occurrence/4899554301).

obiektu oraz wszystkich dalszych działań należy pamiętać o **zasadach BHP**, ponieważ np. skóry często konserwowano za pomocą substancji silnie toksycznych[8]. Wszelkie prace z takimi zbiorami trzeba prowadzić w dobrze wentylowanym pomieszczeniu, z użyciem odpowiednich rękawic oraz odzieży ochronnej.

Szczególną uwagę należy zwrócić na uszkodzenia fizyczne, czyli braki piór, złamane pazury, występujące łysinki w sierści itp. Powinno się też dokonać przeglądu ewentualnych śladów degradacji biologicznej, świadczących o niszczącej działalności owadów i grzybów. Należy również określić stan zachowania podstawy eksponatu (ewentualnie podkreślić jej brak lub wykazać obecność nieoryginalnej) oraz odnotować obecność i stan zachowania etykiet oraz sygnatur muzealnych. Szczególną uwagę należy zwrócić na **spód podstawy** (Ryc. 3), gdzie mogą się znajdować informacje historyczne zapisane ołówkiem przez preparatora lub późniejszych kustoszy. Bywa, że na spodniej stronie podstawy przyklejano kolejne etykiety, które z czasem są świadectwem zachodzących zmian. Pierwotna etykieta jest integralnym elementem okazu muzealnego.

Przed przystąpieniem do fotografowania powinno się oczyścić eksponat z kurzu za pomocą pędzelka oraz odkurzacza muzealnego z funkcją regulacji ssania. W przypadku eksponatów z luźnymi fragmentami sierści czy piór należy spróbować je ponownie przykleić, a jeśli z jakichś powodów jest to niemożliwe należy

[8] R. Ward, 1906, *The Sportsman's Handbook to Collecting, Preserving, and Setting Up Trophies and Specimens*, Rowland Ward Ltd, Piccadilly: London.
P.N. Hasluck, 1914, *Taxidermy: Comprising the Skinning, Stuffing and Mounting of Birds, Mammals and Fish*, Cassell and Co. Ltd: London.
L.L. Pray, 1943, *Taxidermy*, MacMillan Co.: New York.

Ryc. 2. Kolekcja Antoniego Kocyana pochodząca ze zbioru założycielskiego Muzeum Tatrzańskiego im. Dra Tytusa Chałubińskiego w Zakopanem, przełom XIX i XX wieku (Archiwum Fotograficzne Muzeum Tatrzańskiego, Autor nieznany).

Ryc. 3. Wiele cennych informacji zapisano na spodniej stronie podstawy, na której zamocowano eksponat (Fot. Pracownia Muzeum Zoologiczne MiIZ PAN).

przechowywać luźne fragmenty w osobnym, opisanym woreczku strunowym, przechowywanym później wraz z eksponatem. W przypadku odklejonych **etykiet archiwalnych**, należy je przekazać do archiwum lub zabezpieczyć, pamiętając o ich wymaganiach konserwatorskich.

Może się zdarzyć, że eksponat pozostawał tak długo zabrudzony, iż samo odkurzanie nie przyniesie rezultatu. Wtedy należy obiekt skierować do prac konserwatorskich. Niektóre eksponaty mogły być też w przeszłości naprawiane nieodpowiednimi metodami, np. za pomocą metalowych szpilek do przyczepiania fragmentów piór. Z czasem metalowe elementy korodują, nierzadko zostawiając rdzawy ślad na dermoplaście. Takie uszkodzenia powinny być naprawione w **trakcie prac konserwatorskich**.

Kolejnym krokiem powinno być **przygotowanie planu zdjęciowego**. Wybór miejsca do fotografowania powinien minimalizować konieczność transportowania eksponatu, co nie tylko ogranicza ryzyko uszkodzenia, ale także oszczędza czas związany z jego zabezpieczeniem[9]. Istotny jest dobór oświetlenia, w tym liczba źródeł światła, uzależniona od rodzaju obiektu. Warto jednak pamiętać, że należy zachować niezmienne parametry oświetlenia dla kolejnych ujęć danego obiektu. Należy również dobrać jednolite kolorystycznie tło, zazwyczaj białe lub ewentualnie inne w zależności od kolorystyki obiektu.

Okazy historyczne, zwłaszcza zabytkowe okazy zoologiczne, długo eksponowane pod wpływem światła bardzo często tracą barwę, co może utrudniać nawet oznaczenie gatunku. Pomocne jest umieszczenie w kadrze wzornika kolorystycznego. Powinien być zaopatrzony w miarkę liniową, żeby był dobrze widoczny w kadrze, ale jak najmniej zasłaniał sam obiekt i podstawę. Jeśli nie można zastosować się do powyższych zasad, należy wykonać zdjęcie bez wzornika.

Istotny jest również dobór skali odwzorowania. Należy wykorzystywać powierzchnię matrycy tak, by obiekt wypełniał kadr w maksymalnym stopniu, przy jednoczesnym zachowaniu tej samej skali odwzorowania dla kolejnych ujęć danego obiektu. Wyjątek stanowią wspominane w dalszej części zbliżenia elementów charakterystycznych i niezbędnych do oznaczenia okazu.

Dobór **odpowiednich przybliżeń i kadrów** jest często zadaniem trudnym, ale niezwykle ważnym w procesie digitalizacji. Należy jednak tego typu obiekty fotografować z co najmniej czterech stron. Właśnie dlatego większość procesów digitalizacji ogranicza się jedynie do wykonania ogólnego wizerunku obiektu. Natomiast idealnym rozwiązaniem byłoby wykonanie zdjęć uwzględniających też najważniejsze cechy diagnostyczne np. kształt i wielkość uszu lub koziołków

[9] D. Carter, A. Walker, 1999, *Chapter 1: Care and Conservation of Natural History Collections,* (w:) D. Hendry (red.), *Vertebrates*, Butterwoth Heinemann: Oxford, s. 1–36.

Ryc. 4. Zdjęcie wykonane na tle jasnym i kontrastowym w stosunku do obiektu. Na zdjęciu w sposób wyraźny można odczytać informacje zawarte na etykiecie (Fot. Uniwersytet Wrocławski).

(skórny wyrostek w małżowinie usznej u nietoperzy), obecność barwnych plam, występowanie narośli i modzeli, wielkość oczu lub stóp czy owłosienia ogona (Ryc. 5). Wyboru przybliżeń należy dokonywać w oparciu o cechy wymienione w kluczach do oznaczania gatunków. Niestety część cech diagnostycznych to cechy metryczne, wymagające wykonania nierzadko trudnych pomiarów. Jeżeli zostały wykonane to warto umieścić je w metadanych obiektu. Części pomiarów nie da się niestety wykonać na dermoplaście bez jego zniszczenia np. pomiar kąta żuchwy, długość sterówek i inne.

Obrazowanie 3D za pomocą skanerów daje możliwość oglądania obiektu w dowolnym rzucie (Ryc. 6). Ta metoda umożliwia też przeprowadzenie późniejszych pomiarów, co może mieć zastosowanie w badaniach naukowych oraz praktyce muzealnej. Dokładnie wymiarowany obiekt łatwiej odpowiednio zabezpieczyć oraz zaplanować miejsce jego przechowywania. Modele 3D mogą być

Ryc. 5. Przykład dwóch łatwych do pomylenie ze sobą gatunków (żołędnica europejska *Eliomys quercinus* oraz poniżej koszatka leśna *Dryomys nitedula*), różniących się między innymi kształtem ogonów oraz umaszczeniem na głowie. Okaz na dole uległ wyblaknięciu na skutek długiej ekspozycji. Cechą kluczową podawaną przez wielu autorów jest czarna maska, którą mają oba gatunki, stąd późniejsze pomyłki w oznaczaniu (Fot. M. Warchałowski).

Ryc. 6. Model 3D nawałnika burzowego *Hydrobates pelagicus* udostępniony na portalu Wirtualne Muzea Małopolski. Okaz pochodzi z kolekcji Muzeum Tatrzańskiego im. Dra Tytusa Chałubińskiego w Zakopanem.

także wykorzystane do tworzenia drukowanych replik, które świetnie sprawdzają się w celach edukacjyjnych lub mogą zastąpić oryginalne eksponaty na wystawach[10].

Zdjęcia RTG oraz mikrotomografia rentgenowska. Prześwietlanie obiektów promieniami rentgena oferuje unikatową możliwość analizy stanu zachowania wnętrza obiektów zabytkowych, bez konieczności prowadzenia działań inwazyjnych. Często zachodzi bowiem potrzeba analizy zachowania prętów metalowych stanowiących swoisty szkielet, na którym rozpięty jest okaz. Jeśli dojdzie do korozji lub mechanicznego uszkodzenia tych elementów, dermoplast traci swój pierwotny kształt. W niektórych przypadkach prześwietlenie może ujawnić ukryte pamiątki lub inne zabytki wewnątrz eksponatu[11]. Rodzi się jednak pytanie, czy prześwietlanie nie wpłynie negatywnie na jakość DNA. Ostrożność w stosowaniu tej techniki

[10] N.R. Larkin, S. Dey, D. Hutchinson, 2021, *Mounting the type specimen of Pliosaurus carpenteri Benson et al., 2013, an 8m–long fossil pliosaur skeleton, including the 3D–printed 1.8m–long replica of the skull for Bristol Museum & Art Gallery*, „Journal of Natural Science Collections" 8, s. 3–12.
[11] D. Iwan, M. Kamiński, H. Kowalski, 2024, *Narodowe Muzeum Przyrodnicze a ochrona żubra w Polsce*. Wydawnictwa Uniwersytetu Warszawskiego: Warszawa.

jest nadal zalecana, aby minimalizować potencjalne ryzyko uszkodzenia materiału genetycznego[12].

Współczesne techniki obrazowania pozwalają na wykonanie zarówno klasycznych zdjęć rentgenowskich 2D, jak i tworzenia modeli 3D poprzez analizę setek lub tysięcy takich zdjęć, co umożliwia „oglądanie" wnętrza pod dowolnym kątem lub w dowolnym przekroju. Metody te są chętnie stosowane w **badaniach małych i delikatnych struktur**[13], lecz sprawdzają się też w przypadku obiektów większych, w tym kręgowców[14].

Bardzo ważnym etapem w dobrze wykonanej digitalizacji jest opracowanie metadanych. Niestety standardowe zakresy informacji dla eksponatów etnograficznych czy z zakresu historii sztuki nie odpowiadają potrzebom opisów eksponatów zoologicznych. Sama nazwa gatunku, do którego zaliczany jest okaz z zakresu eksponatów biologicznych może ulegać aktualizacji. W niektórych przypadkach okaz może być przypisany do kilku różnych nazw, a wszystkie powinny zostać odnotowane. W procesie digitalizacji może zajść potrzeba **aktualizacji nazwy**. Należy też pamiętać, że użyte nazwy mogą być zupełnie mylące, zatem ważne jest, aby notować kto dokonał oznaczeń. Dobrym przykładem może być sytuacja, gdy przy jednym obiekcie znajdują się różne etykiety, wskazujące na zmiany w nazwach taksonomicznych i identyfikacji gatunku, jak w poniższym przykładzie:

Etykieta pierwsza – Recek *Sorex araneus* Kocyan, 1888

Etykieta druga – Ryjówka zwyczajna *Sorex vulgaris* det. Dzieduszycki, 1914

Etykieta trzecia – Ryjówka aksamitna *Sorex araneus* det. Lubicz–Niezabitowicz, 1922

Etykieta czwarta – Ryjówka malutka *Sorex minutus* Nowak, 1950

Ten przykład ilustruje, że zmiany mogą dotyczyć zarówno **nazewnictwa naukowego, jak i wernakularnego** (zwyczajowego), wynikając z rozwoju nauki,

[12] A.C. Hall, E. Sherlock, D. Sykes, 2014, *Does Micro-CT scanning damage DNA in museum specimens?* „Journal of Natural Science Collections" 2, s. 22–29.

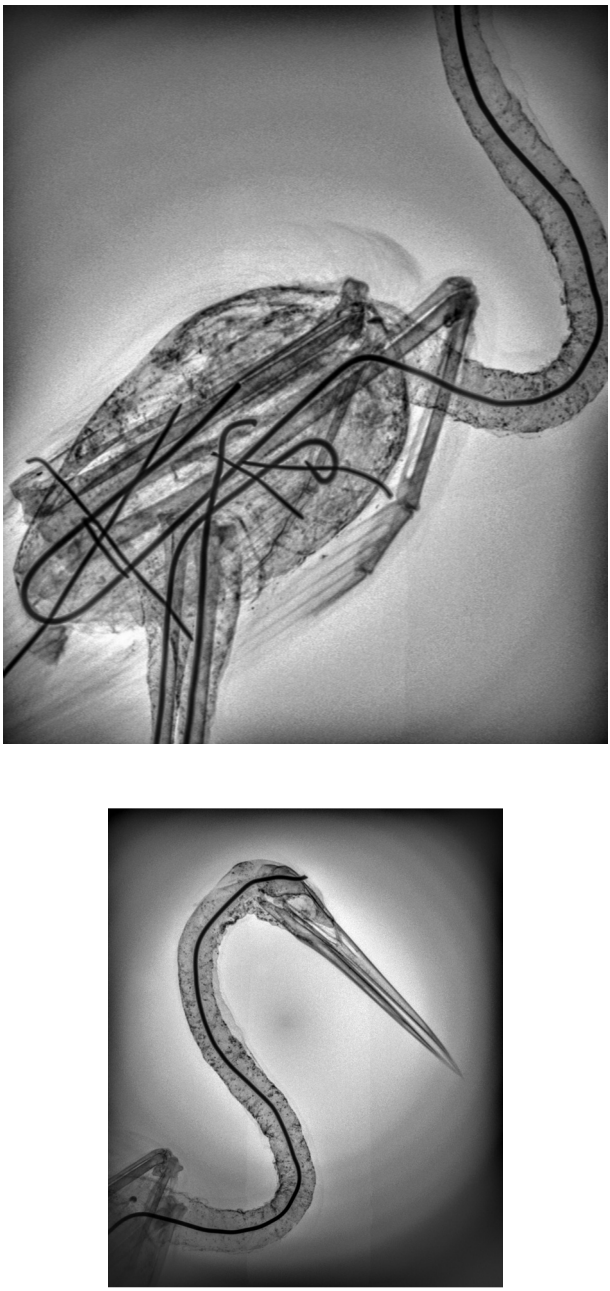
[13] R. Fernandez i in., 2014, *Sine Systemate Chaos? A Versatile Tool for Earthworm Taxonomy: Non–Destructive Imaging of Freshly Fixed and Museum Specimens Using Micro–Computed Tomography*, „PLoS ONE" 9(5): e96617. doi:10.1371/journal.pone.0096617.

B.D. Metscher, 2009, *MicroCT for comparative morphology: simple staining methods allow high–contrast 3D imaging of diverse non–mineralized animal tissues*, „BMC physiology" 9, 11, s. 1–14.

M. Raś, D. Iwan, 2022, *Wykorzystanie mikrotomografii rentgenowskiej, nieinwazyjnej techniki przestrzennego obrazowania, w badaniach owadów*, „Kosmos" 72, s. 341–354.

[14] A.N. Herdina i in.,2015, *Correlative 3D–imaging of Pipistrellus penis micromorphology: Validating quantitative microCT images with undecalcified serial ground section histomorphology: Correlative Bat Penis Histomorphology,* „Journal of Morphology" 267, s. 695–706.

S. Oliviero i in. 2023, *Accuracy of in vivo microCT imaging in assessing the microstructural properties of the mouse tibia subchondral bone*, „Frontiers in Endocrinol" 13, s. 1–16.



Ryc. 7. Zdjęcie RTG czapli nadobnej *Egretta garzetta* z oryginalną etykietą: „Ardea garzetta, m, 1864, Egipt, Branicki et Waga", ze zbiorów MiIZ PAN w Warszawie (Fot. Pracownia Muzeum Zoologiczne MIZ PAN).

odkryć genetycznych, czy nowych ustaleń systematycznych. W takich przypadkach nowe i stare nazwy są określane mianem synonimów. Nad poprawnością nazw naukowych i ich unikatowością czuwa Międzynarodowa Komisja Nomenklatury Zoologicznej (ICZN)[15].

Nawet jeśli jakaś etykieta wydaje się błędna, nigdy nie można jej ignorować, usuwać czy poprawiać zawartych w niej informacji. Każda powinna być uwzględniona w procesie digitalizacji. Błędem jest też dokonywanie kreśleń lub poprawek na samych etykietach. W przypadku aktualizacji oznaczenia należy dodać nową etykietę, nie ingerując w oryginalne.

Zwykle na etykiecie zapisane są **informacje o miejscu i dacie zbioru** oraz osobie zbierającej i oznaczającej gatunek. Przy niepełnych danych można rekonstruować historię zbioru eksponatu i nazwisko twórcy na podstawie charakteru pisma znajdującego się na oryginalnej etykiecie, sposobu wykonania preparatu czy kształtu podstawy. Ustalając czas pracy kustosza czy preparatora możemy odtworzyć przybliżoną datę pozyskania okazu. Zdejmowanie i usuwanie etykiet jest jednym z podstawowych i zarazem niedopuszczalnych błędów w pracy ze zbiorami.

Numer identyfikacyjny eksponatu jest z definicji unikatowy dla każdego obiektu. Numer pozwala jednoznacznie zidentyfikować obiekt (najczęściej jest nim numer inwentarzowy muzealium) i pozwala połączyć fizyczny obiekt z jego dokumentacją opisową oraz z odwzorowaniem cyfrowym.

Za „twórcę" eksponatu należy uznać preparatora obiektu, jednak nie zawsze to on jest osobą, która pozyskuje okaz. Zatem w przypadku preparatów zoologicznych należy pamiętać o dodaniu **informacji o kolekcjonerze**. Warto też odnotowywać dane o wcześniejszych kolekcjach, z których pochodzi okaz (zbiory różnych instytucji, osób prywatnych). Informacja ta bardzo ułatwia późniejsze badania nad pochodzeniem zwierzęcia.

Dane dotyczące materiału, techniki czy miejsca powstania/pochodzenia, datowanie czasu powstania i wymiary są pomocne, ale nie wyczerpują informacji potrzebnych do prawidłowego opisu eksponatów. Jedną z najważniejszych informacji o eksponacie, która pojawia się w okazach przyrodniczych jest data wraz z dokładnym **opisem miejsca pozyskania okazów**. Często podaje się też szereg nietypowych informacji, które nie mieszczą w się w standardowym kanonie zapisu. Warto zatem pamiętać o pozostawieniu miejsca na dopisanie ewentualnych uwag typu: ofiara kolizji drogowej itp. Takie szczegóły, choć czasami nietypowe, wzbogacają wartość merytoryczną dokumentacji.

[15] International Code of Zoological Nomenclature, https://www.iczn.org/.

Przykładowe problemy w stosowaniu nazewnictwa zwierząt w kolekcjach muzealnych. Historycznie nazwy zwyczajowe gatunków zwierząt różniły się zależnie od rejonu, z którego pochodziły. Niektóre nazwy gatunków ssaków były nazwami regionalnymi, inne były tłumaczeniem nazwy naukowej (łacińskiej). Opisane na preparatach nazwy naukowe i zwyczajowe zwykle wskazują na okres z którego pochodzą zbiory. Stąd analizując okaz dobrze jest wiedzieć, kto i kiedy go opisywał. Stosowane nazwy zwyczajowe ulegały zmianom związanych z panującą modą lub próbami standaryzacji. W 1968 roku promowano, na przykład, wprowadzanie jednowyrazowych nazw gatunkowych, co wpłynęło na stosowaną terminologię[16]. Używane nazwy różniły się również pomiędzy ośrodkami, czy nawet autorami pracujących nad tymi samymi zbiorami.

Nazwy naukowe również ulegają zamianom, co jest naturalnym procesem związanym ze zwiększaniem się naszej wiedzy o systematyce oraz metodach oznaczania gatunków. Ważne jest, żeby brać to pod uwagę przy inwentaryzacjach zbiorów. Niektóre gatunki ulegały rozdzieleniu na dwa osobne, np. gacek wielkouch *Plecotus auritus* na gacka brunatnego *Plecotus auritus* i gacka szarego *Plecotus austriacus*. Wpisanie do bazy danych tylko starej nazwy może skutkować faktycznym pominięciem tego okazu w wykazie współczesnych nazw gatunków. Należy również wziąć pod uwagę, że szczególnie XIX-wieczni autorzy często popełniali błędy w oznaczeniach oraz w nazwach naukowych i zwyczajowych, na co zwracali uwagę już ówcześni autorzy np. Antoni Wałecki[17]. Powielanie błędnych oznaczeń było dodatkowo wzmacniane przez korzystanie z tych samych źródeł przez kolejne pokolenia badaczy. Dlatego szczególna ostrożność i dbałość o poprawność historycznych i aktualnych danych są kluczowe podczas inwentaryzacji i opracowywania zbiorów.

Digitalizacja zbiorów zoologicznych wymaga uwzględnienia zarówno aktualnych, jak i historycznych danych dotyczących eksponatów. W bazach danych i wyszukiwarkach warto zapisywać zarówno nazwę obecną (naukową i zwyczajową), jak i te, które widnieją na oryginalnych etykietach, nawet jeśli są już nieużywane. Takie prowadzenie bazy danych ułatwia poszukiwania obiektów i przeglądanie bazy. Weryfikacja nazw powinna być dokonywana przez specjalistę, który orientuje się w synonimach i nazwach zwyczajowych danego gatunku.

Nietypowe obiekty. Zdarza się, że pod jednym numerem, kryją się dwa dermoplasty wykonane na jednej podstawie. O ile mamy do czynienia z dwoma

[16] Anonymus, 1968, *Polskie nazewnictwo zoologiczne. I ssaki. Polskie Towarzystwo Zoologiczne*, Komisja Nazewnictwa Zwierząt Kręgowych: Wrocław.
[17] A. Wałecki, 1866, *Przegląd zwierząt ssących krajowych*, Biblioteka Warszawska: Warszawa.

osobnikami tego samego gatunku, to opis i digitalizacja wydają się bardziej pracochłonne, ale wciąż dość łatwe w realizacji. Trudniejszym przypadkiem jest eksponat, gdzie na jednej podstawie znajdują się dwa zupełnie odrębne gatunki, których opis metadanych będzie miał zupełnie inną treść, jak na przykład dermoplast orła przedniego (*Aquila chrysaetos*) polującego na lisa rudego (*Vulpes vulpes*). Zarówno rodzaj kadrów, jak i wykonanie ewentualnych dodatkowych

Tabela 1. Zmiany nazw naukowych i wernakularnych (zwyczajowych) stosowanych przez różnych autorów odniesieniu do ryjówki aksamitnej *Sorex araneus*

Lp	**Nazwa naukowa**	**Nazwa zwyczajowa**	**Autor i rok**
1.	*Sorex araneus*	Ostropysk pospolity	Kluk 1779[18]
2.	*Sorex araneus*	Kretomysz pospolity	Jundziłł 1807[19]
3.	*Sorex araneus*	Pilch pospolity	Stronczyński 1839[20]
4.	*Sorex tetragonorus*	Kretomysz pospolity	Belke 1848[21]
5.	*Sorex tetragomerus*	Pilch pospolity	Taczanowski 1855[22]
6.	*Sorex vulgaris*	Sorek zwyczajny Piszczek leśny Pilch ziemny	Wałecki 1866[23]
7.	*Sorex vulgaris*	Sorek pospolity	Lampert 1925[24]
8.	*Sorex vulgaris*	Ryjówka zwyczajna	Dzieduszycki 1907[25]
9.	*Sorex araneus*	Ryjówka aksamitna	Lubicz-Niezabitowski 1933[26]

[18] K. Kluk, 1779, *Zwierząt domowych i dzikich, osobliwie kraiowych, historyi naturalney początki i gospodarstwo. Potrzebnych i pożytecznych domowych, chowanie, rozmnożenie, chorób leczenie, dzikich łowienie, oświoenie zazycie. Szkodliwych zaś wygubienie. Tom I. O zwierzętach ssących*, Drukarnia J.K. Mości i Rzeczypospolitej u XX. Scholarum Piarum: Warszawa.

[19] S. Jundziłł, 1807, *Zoologia krótko zebrana. Część pierwsza zwierzęta ssące*, Nakładem i drukiem Józefa Zawadzkiego: Wilno.

[20] K. Stronczyński, 1839, *Spis zwierząt ssących kraju polskiego i pogranicznych*, W Drukarni przy ulicy Rymarskiej: Warszawa.

[21] G. Belke, 1848, *Mastologia czyli historya naturalna zwierząt ssących. Tom II*, Józef Zawadzki: Wilno.

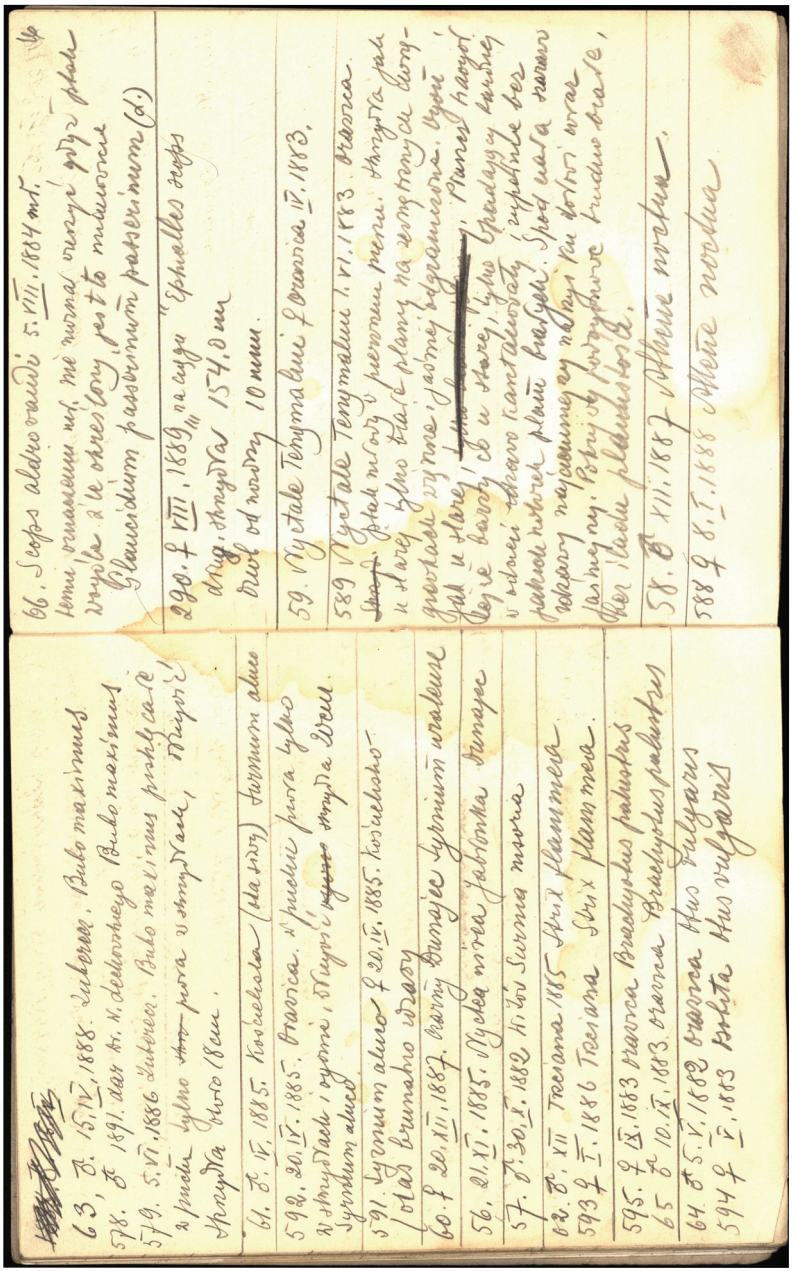
[22] W. Taczanowski, 1855, *Spis zwierząt ssących guberni lubelskiej*, Biblioteka Warszawska: Warszawa.

[23] A. Wałecki, 1866, *Przegląd zwierząt ssących krajowych*, Biblioteka Warszawska: Warszawa.

[24] K. Lampert, 1925, *Atlas Państwa Zwierzęcego. Zwierzęta Ssące*, Wydawnictwo M. Arcta w Warszawie: Warszawa.

[25] W. Dzieduszycki, 1907, *Przewodnik po Muzeum im. Dzieduszyckich we Lwowie*, nakł. Muzeum im. Dzieduszyckich: Lwów.

[26] E. Lubicz-Niezabitowski, 1933, *Klucz do oznaczania zwierząt ssących Polski*, (w:) H. Hoyer (red.), *Klucz do oznaczania zwierząt kręgowych Polski*, Nakładem Koła Przyrodników Uczniów Uniwersytetu Jagiellońskiego: Kraków.



Ryc. 8. Skan notatek prowadzonych przez Janusza Domaniewskiego w czasie pracy nad kolekcją ptaków Muzeum Tatrzańskiego im. Dra Tytusa Chałubińskiego w Zakopanem (Archiwum Muzeum i Instytut Zoologi PAN).

pomiarów ma zupełnie odmiennych charakter w przypadku obu gatunków. Właśnie dlatego warto jest w czasie tworzenia systemów baz danych pozostawiać wariant stosowania podwójnego, a nawet potrójnego zestawu danych.

Materiały archiwalne jako źródło danych. W procesie opracowania zbiorów historycznych, w tym kolekcji zoologicznych, niezbędne są badania proweniencyjne[27]. To dzięki nim możemy nadać zbiorom nowy, głębszy kontekst, a przez to budować z nich ciekawszą i bardziej szczegółową opowieść. Przechowywanie **dokumentów archiwalnych związanych ze zbiorami** jest równie ważne, jak dbanie o odpowiedni stan samych kolekcji. W przypadku zbiorów zoologicznych bardzo ważne są **stare inwentarze, prywatne notatki terenowe lub laboratoryjne, a nawet listy** pisane przez kolejne pokolenia kolekcjonerów oraz kustoszy. Zawarte są w nich informacje zarówno uznawane za podstawowe (data i okoliczności pozyskania, lokalizacja, wstępne oznaczenie itp.), jak i szereg danych będących wynikiem bardziej skomplikowanych analiz lub badań laboratoryjnych. Część z nich bywa publikowanych, ale większość nigdy nie trafia na łamy wydawnictw. Nierzadko informacje te są przechowywane wraz z obiektami muzealnymi, w różnorakich pudłach i pojemnikach, co niestety przyczynia się do ich niskiej trwałości (**potencjalna możliwość zalania, zniszczenia przez grzyby lub owady**). Bywa, że informacje o zbiorach znajdują się w opublikowanych materiałach samych kolekcjonerów. Warto zatem przed przystąpieniem do opracowywania zbiorów zapoznać się publikacjami kolekcjonera i spróbować je połączyć ze sobą, nierzadko po informacjach pobocznych (np. data i miejsce pozyskania). Niestety część badaczy nie informuje w swoich publikacjach o tym, gdzie zamierza zdeponować swoje okazy. Często dotyczy to również historycznych kolekcji z okazami typowymi. Brak tej bardzo istotnej informacji utrudnia, a nierzadko uniemożliwia, po wielu latach od śmierci autora, wskazanie lokalizacji holotypu. Niestety również część redakcji i recenzentów, nie wymaga od autorów tej fundamentalnej informacji. Czasami do muzeów przyrodniczych trafiają również prywatne archiwa znanych badaczy, kustoszy lub kolekcjonerów, w których znajdują się liczne manuskrypty. Nie zostały one opublikowane, gdyż sami autorzy nie zdążyli tego zrobić, lub z jakiś przesłanek nie chcieli tych informacji upublicznić np. z powodu niepewności w prawidłowym oznaczeniu.

[27] Badania proweniencyjne to takie, dzięki którym można prześledzić los dzieła – od momentu jego powstania do czasów obecnych. Pozwalają one niekiedy także pomóc w ustaleniu autora, określeniu czasu powstania, w wypadku dzieł sztuki rozpoznaniu sceny czy identyfikacji ukazanej postaci. Długa, dobrze udokumentowana historia zabytków podnosi ich wartość, budzi szacunek i zaufanie społeczne wobec sprawującego nad nimi pieczę muzeum (definicja NIM).

Wśród dokumentów ważnym archiwalium bywają też **zdjęcia**, zarówno te wykonane w terenie, jak i stanowiące dokumentacje samych obiektów. Są również bardzo cenne, ponieważ zawierają wiele informacji o środowisku oraz samym okazie, które mogły nigdy nie zostać odpowiednio opisane. Są też nieocenionym źródłem informacji dla konserwatorów, kustoszy, inwentaryzatorów i preparatorów badających obiekty zabytkowe. **Wszystkie te materiały powinny być digitalizowane** i łączone w ramach jednego systemu baz danych. Taka integracja umożliwia prowadzenie interdyscyplinarnych badań w dziedzinach takich, jak zoologia, ekologia, ochrona środowiska, a nawet historia nauki. Dzięki digitalizacji można nie tylko lepiej zarządzać zbiorami, ale również udostępniać je szerokiemu gronu badaczy i zainteresowanych.

Marcin Warchałowski ORCID 0000–0001–5886–5697
Muzeum Tatrzańskie im. Dra Tytusa Chałubińskiego w Zakopanem

Jan Cichocki ORCID 0000–0002–3460–4916
Katedra Zoologii, Instytut Nauk Biologicznych, Uniwersytet Zielonogórski

Digitalizacja kości i skór

Marcin Jan Kamiński, Arkadiusz Cegliński, Marcin Raś

Słowa kluczowe: osteologia, szkielety, czaszki, taksydermia, kręgowce

Wraz z rozwojem technologii zoolodzy uzyskują dostęp do nieosiągalnych wcześniej źródeł danych, które często okazują się niezmiernie przydatne w procesie klasyfikowania zwierząt. Przykładem jest rozwój biologii molekularnej i związane z nim upowszechnienie wykorzystania informacji genetycznej (DNA, RNA) w badaniach zoologicznych[1]. Warto podkreślić, że zgodnie z utrzymującą się tendencją, nowe technologie nie zastępują całkowicie starych, a stanowią ich swoiste uzupełnienie. Integratywne podejście do wykorzystywania różnych typów danych wydaje się dostarczać optymalnych informacji do rekonstrukcji ewolucji wielu grup zwierząt[2].

Przykładem tradycyjnego źródła danych zoologicznych o wciąż fundamentalnym znaczeniu dla klasyfikacji są kolekcje osteologiczne, czyli zbiory kości. Współczesne badania nad nowo odkrytymi gatunkami obecnie żyjących kręgowców, w szczególności ssaków, opiera się o dane dotyczące właśnie układów kostnych[3]. Znaczenie tego typu materiału wynika przede wszystkim z jego dużej

[1] D. Iwan, M. Kamiński, H. Kowalski, 2024, *Narodowe Muzeum Przyrodnicze a ochrona żubra w Polsce*, Wydawnictwa Uniwersytetu Warszawskiego, https://doi.org/10.31338/uw.9788323564737.

[2] A.H. Wortley, R.W. Scotland, 2006, *The effect of combining molecular and morphological data in published phylogenetic analyses*, „Systematic Biology" 55, s. 677–685, https://doi.org/10.1080/10635150600899798.

J.I. Brown i in., 2022, *Genomic and morphological data shed light on the complexities of shared ancestry between closely related duck species*, „Scientific Reports" 12, 10212. https://doi.org/10.1038/s41598–022–14270–2.

P.J. Keeling, 2019, *Combining morphology, behavior and genomics to understand the evolution and ecology of microbial eukaryotes*, „Philosophical Transactions of the Royal Society B" 374: 20190085. http://doi.org/10.1098/rstb.2019.0085.

[3] J.P. Boubli i in., 2019, *On a new species of titi monkey (Primates: Plecturocebus Byrne et al*., 2016), f*rom Alta Floresta, southern Amazon, Brazil*, „Molecular Phylogenetics and Evolution" 132, s. 117–137; https://doi.org/10.1016/j.ympev.2018.11.012.

zmienności anatomicznej, która pozwala precyzyjnie wyznaczać granice między gatunkami. Oparcie klasyfikacji o cechy osteologiczne zapewnia także ciągłość badań, gdyż wiele podstawowych systemów taksonomicznych powstało w czasach, gdy dane molekularne były niedostępne[4]. Dodatkowo kości, dzięki swojej trwałości w zapisie kopalnym, umożliwiają bezpośrednie porównywanie wymarłych gatunków z tymi obecnie żyjącymi, co przyczynia się do pełniejszego zrozumienia ewolucji tych grup[5].

Z drugiej strony, utrzymujące się zainteresowanie zoologów **materiałem kostnym** związane jest również z rozwojem niektórych technik badawczych. Dla przykładu, popularyzacja **mikrotomografii rentgenowskiej** doprowadziła w ostatnim czasie do wzrostu zainteresowania badaczy mikrostrukturą kości[6]. Ponadto, z punktu widzenia **biologii molekularnej** kości zostały zidentyfikowane jako niezwykle wiarygodne źródło materiału genetycznego nawet w przypadku okazów historycznych czy paleontologicznych[7]. Badania z wykorzystaniem sekwencji DNA wyizolowanych właśnie z kopalnych szczątków kostnych pozwoliły w ostatnim dziesięcioleciu rzucić nowe światło na prehistorię człowieka. O wadze tych odkryć, świadczy fakt przyznania w roku 2022 Nagrody Nobla profesorowi Svante Pääbo – inicjatorowi tych badań – w dziedzinie fizjologii lub medycyny za 2022 rok.

Z punktu widzenia klasycznych technik klasyfikacji **skóry stanowią nieocenione uzupełnienie danych osteologicznych**[8]. Ten typ informacji ma szczególne

P. Wongwaiyut i in., 2023, *Solving the taxonomic identity of Hipposideros cineraceus sensu lato (Chiroptera: Hipposideridae) in the Thai–Malay Peninsula, with the description of a new species*, „Zootaxa" 5277, s. 401–442. https://mapress.com/zt/article/view/zootaxa.5277.3.1.

[4] G. Simpson, 1945, *The principles of classification and a classification of mammals*, „Bulletin of the American Museum of Natural History" 85, s. 1–350.

[5] H. Nishihara, S. Maruyama, N. Okada, 2009, *Retroposon analysis and recent geological data suggest near–simultaneous divergence of the three superorders of mammals*, „Proceedings of the National Academy of Sciences (PNAS)" 106, s. 5235–5240. https://doi.org/10.1073/pnas.0809297106.

[6] M.L. Bouxsein i in., 2010, *Guidelines for assessment of bone microstructure in rodents using micro–computed tomography*, „Journal of Bone and Mineral Research" 25, s. 1468–1486. https://doi.org/10.1002/jbmr.141.

M. Chatterjee i in., 2017, *A robust methodology for the quantitative assessment of the rat jawbone microstructure*, „International Journal of Oral Science" 9, s. 87–94. https://doi.org/10.1038/ijos.2017.11.

H. Yu i in., 2022, *Large–factor Micro–CT super–resolution of bone microstructure*, „Frontiers in Physics" 10: 997582. https://doi.org/10.3389/fphy.2022.997582.

[7] M. Hofreiter i in., 2021, *Progress in forensic bone DNA analysis: Lessons learned from ancient DNA*, „Forensic Science International: Genetics" 54, 102538. https://doi.org/10.1016/j.fsigen.2021.102538.

[8] J.P. Boubli i in., 2019, *On a new species of titi monkey* (Primates: Plecturocebus Byrne et al., 2016), *from Alta Floresta, southern Amazon, Brazil*, „Molecular Phylogenetics and Evolution" 132, s. 117–137. https://doi.org/10.1016/j.ympev.2018.11.012.

T. Caro, R. Mallarino, 2020, *Coloration in Mammals,* „Trends in Ecology & Evolution" 35, s. 357–366. https://doi.org/10.1016/j.tree.2019.12.008.

zastosowanie na niższych poziomach organizacji życia, takich jak gatunki i podgatunki. Jest to spowodowane dużą wartością przystosowawczą umaszczenia, które często pełni rolę kamuflażu. Ponadto, ubarwienie futra wielu gatunków ssaków zmienia się na przestrzeni życia danego osobnika i zależeć może od pory roku. Z tego względu okazy zdeponowane w muzeach przyrodniczych stanowią istotne źródło informacji o biologii danego gatunku, czy też specyfice **danych populacji w czasach historycznych**. Z drugiej strony, materiały te mogą służyć również do badania ewolucji umaszczenia całych linii rozwojowych bez potrzeby pozyskiwania nowych osobników, co jest szczególnie istotne w przypadku gatunków zagrożonych wyginięciem[9].

Oprócz swoich wartości naukowych kości i skóry zwierząt posiadają, dla części populacji ludzkiej, również wartości estetyczne, kolekcjonerskie i pseudomedyczne, co czyni je atrakcyjnym celem dla złodziei. Przypadki brawurowych kradzieży raportowane są przez muzea historii naturalnej na całym świecie[10]. O wielkiej wartości naukowej i materialnej omawianych w tym rozdziale materiałów zoologicznych świadczy również fakt, że znaczną część obiektów zrabowanych z Państwowego Muzeum Zoologicznego przez Niemców 8 i 9 listopada 1939 roku stanowiły właśnie kości oraz skóry[11]. Próby rewindykacji tych dóbr napotkały na liczne przeszkody wywołane brakiem materiałów dowodowych pozwalających na ich bezpośrednią identyfikację (np. zdjęć lub dokładnych spisów).

Cel digitalizacji. Celem omawianych w tym rozdziale wysiłków digitalizacyjnych jest chęć zabezpieczenia zbiorów kostnych i skór przed (**1**) grabieżą i (**2**) zniszczeniem, a także (**3**) popularyzacja wiedzy o materiałach przechowywanych w kolekcjach zoologicznych. W przypadku, bezprawnego przejęcia zbiorów wygenerowane zdjęcia stanowić mogą dowód pozwalający na ustalenie proweniencji poszczególnych obiektów, gdyż podczas procesu fotografowania zwracana jest szczególna uwaga na zobrazowanie cech unikatowych danych elementów, takich jak złamania, przebarwienia, rozmiar czy etykiety.

Digitalizacja umożliwia cyfrowe przeglądanie całej kolekcji. Pozwala uchronić to okazy przed mechaniczną manipulacją, a tym samym potencjalnym ich uszkodzeniem. Ma to szczególne znaczenie podczas pracy ze starym materiałem

[9] T. Caro, 2009, *Contrasting coloration in terrestrial mammals*, „Philosophical Transactions of the Royal Society B" 364, S. 537–548.
T. Caro, R. Mallarino, 2020, *Coloration in Mammals*, „Trends in Ecology & Evolution" 35, s. 357–366. https://doi.org/10.1016/j.tree.2019.12.008.
[10] BBC, 2013, *Rhino heads and horns worth £428,000 stolen from Irish museum* (https://www.bbc.com/news/world–europe–22200051 [dostęp: 3.12.2024]).
[11] P. Daszkiewicz i in., 2016, *150–lecie Gabinetu Zoologicznego w Warszawie (1818–1968)*, „Memorabilia Zoologica NS" 1.
(https://rcin.org.pl/dlibra/publication/80076?language=en#description [dostęp: 3.12.2024]).

o dużych walorach historycznych. Dla przykładu, niektóre skóry wysychają z czasem, co prowadzi do ich pękania. Stanowi to duży problem techniczny, który podczas manipulacji tymi obiektami generuje ryzyko dalszego uszkodzenia takich materiałów. Z drugiej strony, zdjęcia mogą być również materiałem referencyjnym, do którego porównuje się stan zachowania obiektów w danym momencie, pozwala to określić czy materiały ulegają stopniowej degradacji, i czy niezbędne jest wdrożenie procedur mających na celu poprawę zakonserwowania danego okazu. Uzyskane fotografie mogą być filtrowane i wybiórczo udostępniane specjalistom z całego świata. Pozwala to na efektywne nawiązanie współpracy międzynarodowej. W tym kontekście należy zauważyć, że celem omawianej w tym rozdziale digitalizacji nie jest wygenerowanie danych przeznaczonych do analiz morfometrycznych czy anatomicznych, gdyż te wymagają specyficznych i powtarzalnych warunków zależnych preferencji danego badacza.

Materiały osteologiczne – kości. W zależności od możliwości technicznych danej instytucji materiały zoologiczne, w tym kostne, mogą być przechowywane w specjalistycznych szufladach oraz skrzyniach (Ryc. 1), lub też w przypadku dostępności klimatyzowanych i filtrowanych pomieszczeń bezpośrednio na półkach. Niezależnie od obranej strategii, zbiory osteologiczne powinny być zabezpieczone przed kurzem, negatywnym działaniem czynników abiotycznych, takim jak nadmierne nasłonecznienie czy zbyt wysoka temperatura oraz szkodnikami, na przykład gryzoniami, czy chrząszczami z rodziny skórnikowatych.

W celu efektywnego wykorzystania dostępnej powierzchni zbiory osteologiczne są zazwyczaj skondensowane. W jednej skrzyni mogą znajdować się szczątki wielu osobników lub gatunków, które są od siebie oddzielone pudełkami bądź perforowanymi foliowymi workami (Ryc. 1B). Okazem osteologicznym może być zarówno pojedyncza kość lub jej fragment, jak również cały szkielet (Ryc. 2, 3). Każdy okaz oznaczony powinien być unikalnym numerem pozwalającym na jego identyfikację w bazie danych (Ryc. 1C, 1D). Często do okazów dołączone są często również etykiety określające czas i miejsce ich pozyskania, zbieracza oraz przynależność gatunkowa – jeśli ta została ustalona (Ryc. 1C, 1D[12].

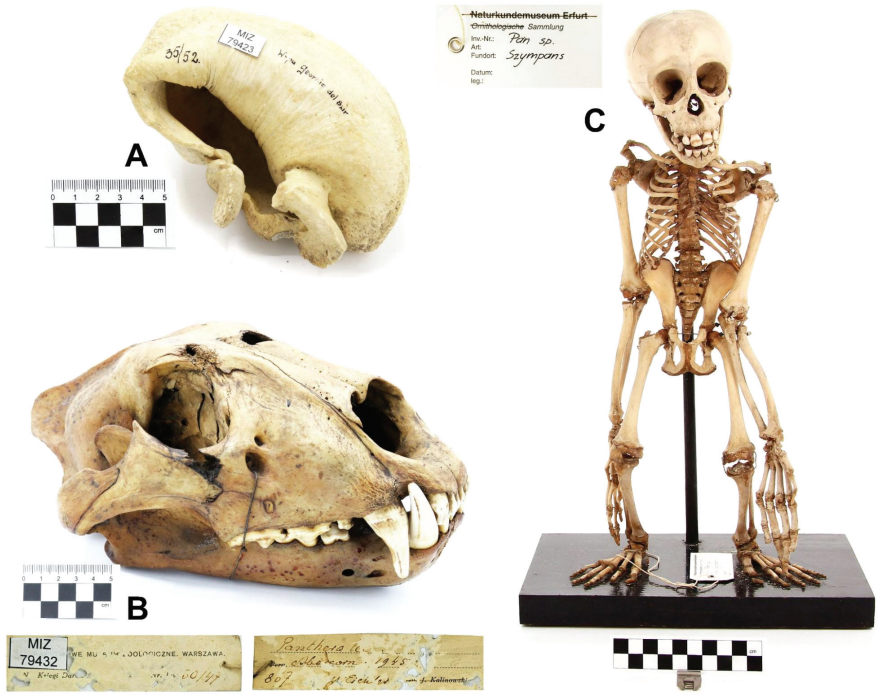
Z technicznego punktu widzenia, materiały kostne nie stanowią wyzwania podczas procesu digitalizacji. Większość elementów charakteryzuje się podobną strukturą i kolorystyką, co pozwala na wykorzystywanie tych samych ustawień fotograficznych dla wielu okazów. Najwięcej problemów technicznych związanych jest ze zróżnicowaną wielkością poszczególnych obiektów (od kilku milimetrów

[12] D. Iwan, M. Kamiński, H. Kowalski, 2024, *Narodowe Muzeum Przyrodnicze a ochrona żubra w Polsce*, Wydawnictwa Uniwersytetu Warszawskiego, https://doi.org/10.31338/uw.9788323564737.

w przypadku kości nietoperzy i gryzoni do kilku metrów w przypadku szczątków płetwali błękitnych), która narzuca wykorzystanie różnych obiektywów, czy też warunków oświetlenia (Ryc. 3). Pewnym problemem jest również digitalizacja etykiet, która wymaga wykorzystania odmiennych niż w przypadku kości ustawień aparatu.

Wbrew powszechnie przyjętej opinii, z okazami osteologicznymi należy obchodzić się ostrożnie, gdyż istnieje wysokie ryzyko odłamania ich delikatnych elementów lub w przypadku kości wykopanych z ziemi powstawania dużych pęknięć poprzecznych i podłużnych. W przypadku przenoszenia czaszek częstym

Ryc. 1. Specyfika zbiorów osteologicznych. (a) przykładowa skrzynia z kolekcji MiIZ PAN, w której przechowywane są kości długie słonia; (b) zawartość jednej ze skrzyń, w której zdeponowano fragmenty kostne należące do kilkunastu osobników reprezentujących różne gatunki ssaków; (c–d) obrazy etykiet dołączonych do materiałów kostnych – numer MiIZ stanowi oryginalny kod bazodanowy łączący go z metadanymi (Fot. Pracownia Muzeum Zoologiczne MiIZ PAN).

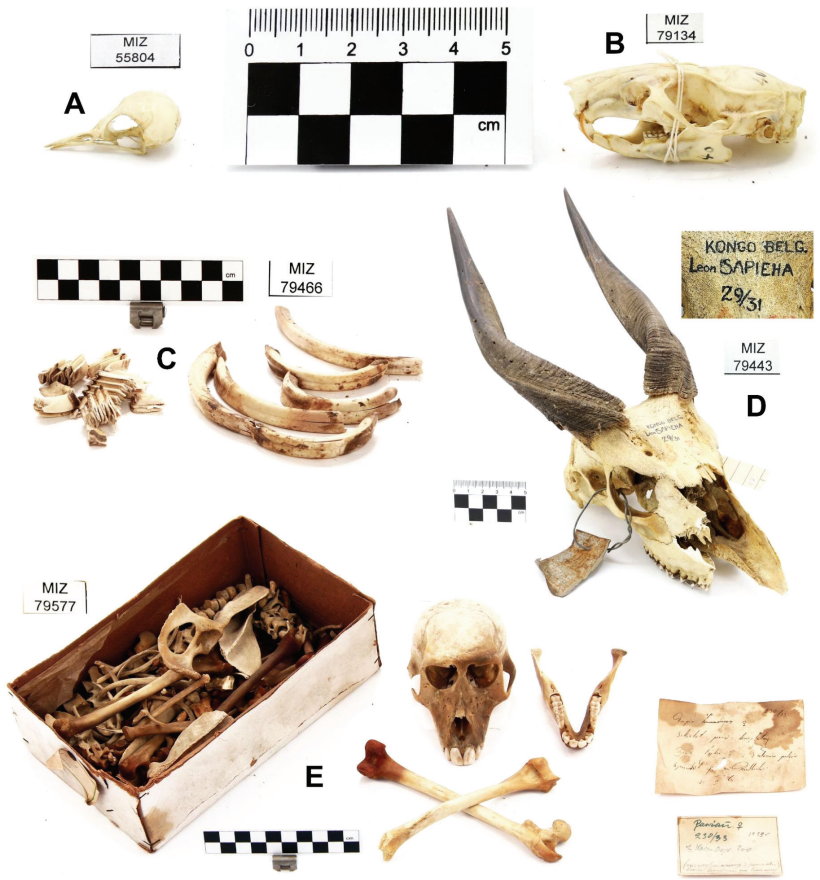


Ryc. 2. Przykładowe okazy osteologiczne z kolekcji MiIZ PAN. (a) puszka bębenkowa wieloryba zebrana na Georgii Południowej [f9.0, 1/125 i ISO 400, namiot bezcieniowy]; (b) czaszka lwa afrykańskiego *Panthera leo* (Linnaeus) pochodząca z kolekcji Witolda Eichlera pozyskana w miejscowości Mbala (Zambia) w roku 1945 [f9.0, 1/125 i ISO 200, namiot bezcieniowy]; (c) szkielet młodego szympansa *Pan* sp. pozbawiony dokładnej etykiety określającej okoliczności pozyskania okazu [f9.0, 1/200 i ISO 100, stół fotograficzny] (Fot. Pracownia Muzeum Zoologiczne MiIZ PAN).

zjawiskiem jest wypadanie zębów, które następnie muszą być powiązane z okazem macierzystym z wykorzystaniem dodatkowych etykiet, oznaczeń lub też osobnych pojemników (Ryc. 3C). Podczas pracy ze zbiorami osteologicznymi niezbędne jest używanie rękawiczek jednorazowych oraz maseczek w celu minimalizacji kontaminacji próbek obcym DNA. Ponadto z tych samych względów, w miarę możliwości, rekomendowane jest przeprowadzenie procesu digitalizacji w tym samym budynku, w którym zdeponowane są zbiory.

Metodyka. Podczas digitalizacji okazów osteologicznych wykorzystywane są jednolite tła fotograficzne – najczęściej białe lub czarne. W celu uzyskania optymalnego oświetlenia fotografowane kości mogą być umieszczone w namiotach bezcieniowych (Ryc. 4A–C) lub na stołach fotograficznych (Ryc. 4D). Wykorzystanie rozproszonego światła pozwala na uzyskanie łatwo interpretowanych zdjęć diagnostycznych. W przypadku digitalizacji zbiorów osteologicznych MiIZ

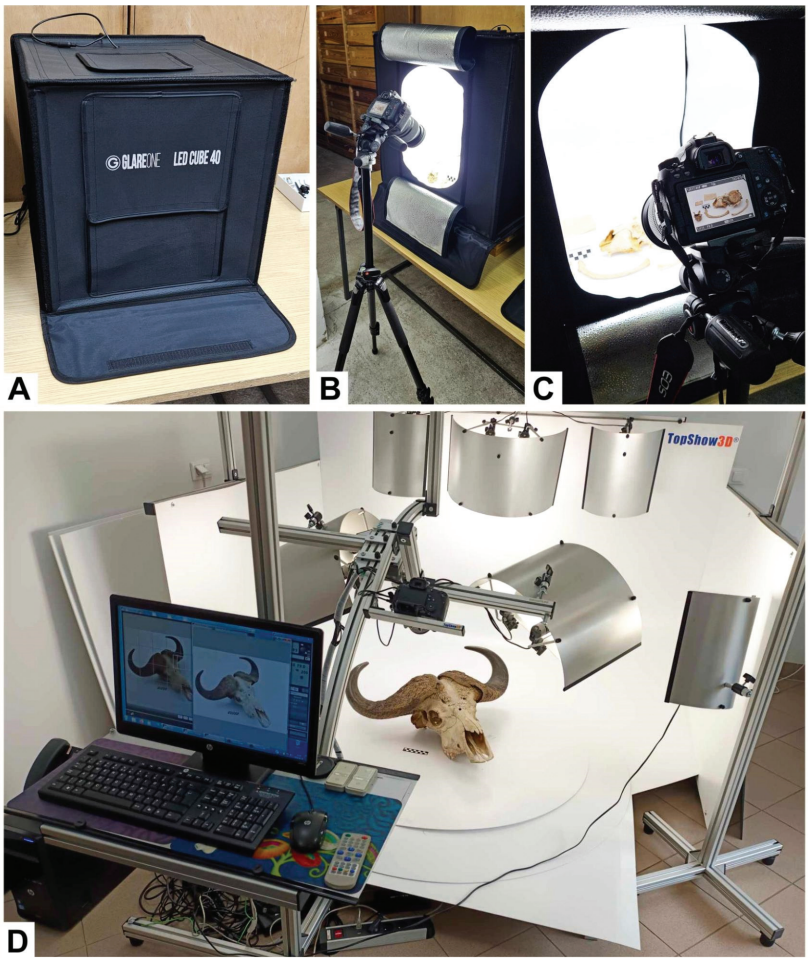
PAN optymalnym rozwiązaniem okazało się zastosowanie namiotów bezcieniowych, które pozwalały na szybką manipulację fotografowanymi obiektami. W szczególności takimi w zakresie ich długości od ~5 mm do 50 cm. Ponadto przez swoją kompaktową naturę i niewielką masę namioty te umożliwiają prowadzenie digitalizacji w dowolnym pomieszczeniu. Pozwala to na zminimalizowanie czasu pracy z fotografowanymi okazami. Jednakże, ze względu na swoje ograniczone rozmiary namioty bezcieniowe nie mogą być wykorzystane do digitalizowania



Ryc. 3. Przykładowe okazy osteologiczne z kolekcji MiIZ PAN. (a) czaszka strzyżyka zwyczajnego *Nannus troglodytes* (Linnaeus) [f9.0, 1/125 i ISO 400, namiot bezcieniowy]; (b) czaszka gryzonia *Maxomys surifer* (Miller) [f9.0, 1/125 i ISO 400, namiot bezcieniowy]; (c) zęby gryzoni znalezione w skrzyni zawierającej czaszki kapibary [f9.0, 1/125 i ISO 400, namiot bezcieniowy]; (d) czaszka buszboka subsaharyjskiego *Tragelaphus scriptus* (Pallas) [f9.0, 1/125 i ISO 400, namiot bezcieniowy]; (e) niekompletny szkielet pawiana *Papio* sp. pozyskany z Warszawskiego Ogrodu Zoologicznego w roku 1939 [f9.0, 1/200 i ISO 100, stół fotograficzny] (Fot. Pracownia Muzeum Zoologiczne MiIZ PAN).

obiektów większych (>70 cm), do których zobrazowania użyty został stół fotograficzny.

Niezależnie od zastosowanego typu oświetlenia, digitalizację zbiorów osteologicznych MiIZ PAN przeprowadzono na aparacie Canon EOS 77D zainstalowany na statywie lub ramieniu stołu fotograficznego (Ryc. 4B, D). Do zobrazowania małych obiektów (np. czaszki gryzoni) wykorzystany został obiektyw



Ryc. 4. Systemy fotograficzne wykorzystywane do digitalizacji zbiorów osteologicznych. (a–c) przykładowy namiot bezcieniowy i ustawienia aparatu. Digitalizacja prowadzona w oparciu o zilustrowany zestaw może być wykonana w dowolnym miejscu, gdyż ze względu na swoje relatywnie małe rozmiary i niską masę system wykazuje się dużą mobilnością; (d) specjalistyczny stół fotograficzny wraz z dodatkowym oświetleniem zewnętrznym i komputerem sterującym. System wykorzystywany do digitalizacji dużych obiektów (długość >70 cm) (Fot. Pracownia Muzeum Zoologiczne MiIZ PAN).

Canon RF 100 mm f/2.8L Macro IS USM, zaś średnie i duże okazy fotografowane były obiektywem zmiennoogniskowym Sigma 24–105 mm F4 DG OS HSM. W zależności od wielkości fotografowanych obiektów wykorzystywane były różne ustawienia przysłony, czasu naświetlania oraz ISO (Ryc. 2, 3). Dla obiektów średniej wielkości (np. czaszki wilków, fok, dzików) optymalne okazały się być następujące parametry: f9.0, 1/125 i ISO 200.

Fotografowane obiekty ustawiane były w miarę możliwości w jednym rzędzie, co pozwalało na objęcie ich głębią ostrości w obrębie pojedynczego ustawienia. Jednakże, w przypadku okazów składających się z kilku elementów kostnych wykonywano do czterech zdjęć tego samego kadru sukcesywnie przesuwając głębię ostrości (Ryc. 3E). Tak wykonany zestaw fotografii poddawano był procesowi *focus stacking* (składanie ostrości) w programie Photoshop 2022. Nazwy wynikowych fotografii odpowiadały kodom poszczególnych obiektów.

Podczas prowadzenia digitalizacji zwracano szczególną uwagę na zobrazowanie specyficznych cech danych okazów. Z tego względu wraz z materiałem ustawiano w kadrze miarki pozwalające określić fizyczną wielkość obiektu (np. Ryc. 2, 3). Często wykonywano też szczegółowe zdjęcia kodów i innych napisów obecnych na okazach (Ryc. 3D). Digitalizacja etykiet dokonywana była tuż po zobrazowaniu reprezentujących je obiektów. Zdjęcia etykiet dodawane były do obrazów przedstawiających kości podczas edycji w programie Photoshop. W trakcie drobnych korekt końcowych zwracano szczególną uwagę na korekcję balansu bieli, kontrastu i jasności, unikając jednak stosowania filtrów wyostrzających, aby zachować naturalny wygląd obiektów.

Kolekcja skór zwierząt. Skóry, podobnie jak kości, przechowywane są w drewnianych skrzyniach, które pozwalają uchronić je przed wilgocią (zapobiegając zagrzybieniu), światłem (minimalizując ryzyko odbarwienia) oraz dostępem szkodników (np. chrząszczy z rodziny Dermestidae czy gryzoni). W zależności od rozmiaru, skóry są całkowicie rozłożone lub odpowiednio składane, co jednak prowadzi do deformacji. Ze względów logistycznych jedynie wyjątkowo duże lub cenne skóry są przechowywane w osobnych skrzyniach. Skomasowane zbiory przełożone są papierem, który należy regularnie wymieniać, gdyż z czasem ulega on zabrudzeniu przez kurz oraz tłuszcze wyciekające ze skór.

Skóry przechowywane w kolekcjach muzealnych mają różne pochodzenie, i z tego względu często do ich preparacji wykorzystane były odmienne techniki (Ryc. 5). Niektóre z okazów zostały jedynie wstępnie wyprawione, zachowując resztki tkanek miękkich lub kości, podczas gdy inne zostały pieczołowicie spreparowane i posiadają wysokie walory estetyczne. Ta różnorodność metod preparacji utrudnia zarówno przechowywanie, jak i manipulację. Wstępnie

wyprawione skóry z czasem stają się kruche lub wysuszone, przez co są podatne na uszkodzenia mechaniczne i sprawiają trudności w digitalizacji. Natomiast poprawnie wyprawione skóry, dzięki dużej elastyczności, są łatwe do przechowywania, lecz nie nadają się jako źródło materiału genetycznego, gdyż zostały pozbawione większości tkanek potencjalnie użytecznych w takich badaniach[13].

Należy nadmienić, ze skóry często konserwowane z wykorzystaniem środków zawierających pierwiastki o dużej toksyczności[14], takie jak arsen (np. tritlenek diarsenu, pot. arszenik; mydło arsenowe). Z tego powodu należytą uwagę zwrócić trzeba na odpowiednie zabezpieczenie pracowników prowadzących digitalizację. Niezbędne jest wykorzystanie specjalistycznych środków ochrony osobistej, jak maski z filtrem, kombinezony oraz rękawiczki jednorazowe (Ryc. 6). Zaznaczyć należy, że jedynie niewielka część okazów posiada dokładne dane o swojej proweniencji i z tego względu niemożliwa jest kompleksowa ocena ryzyka osobistego *a priori*. W niektórych przypadkach na okazach widoczne są kryształki soli, które zostały użyte do ich konserwacji. Świadectwem wykorzystania dużych ilości soli, oraz innych związków chemicznych, w procesie konserwacji historycznych zbiorów MiIZ PAN są przedwojenne rachunki dotyczące ich hurtowych zakupów[15]. Źle przechowywane skóry mogą być też nośnikami zagrożeń biologicznych takich jak zarodniki pleśni[16]. Obecnie najczęściej do utrwalania skór stosuje się pasty wytwarzane na bazie esencji nikotynowej, środków owadobójczych z dodatkiem kamfory, ałunu lub formaldehydu[17].

Podstawą utrzymania dobrego stanu skór jest regularne oczyszczanie ich otoczenia z kurzu oraz prowadzenie okresowych przeglądów. Wyeliminuje to ryzyko porażenia okazów grzybami czy szkodnikami zwierzęcymi. Natomiast zainfekowane już okazy należy natychmiast odseparować od pozostałego materiału. Techniki czyszczenia obejmują czyszczenie na sucho: odkurzanie, usuwanie zabrudzeń za pomocą miękkich pędzli, czyszczenie sprężonym powietrzem. Do konserwacji

[13] C. Pacheco i in., 2022, *Assessing the performance of historical skins and bones for museomics using wolf specimens as a case study,* „Frontiers in Ecology and Evolution" 10: 970249. https://doi.org/10.3389/fevo.2022.970249.

[14] F. Marte, A. Péquignot, D.W. von Endt, 2006, *Arsenic in taxidermy collections: History, detection and management*, „Collection Forum" 21, s. 143–150.

[15] Archiwum Akt Nowych w Warszawie (AAN), Ministerstwo Wyznań Religijnych i Oświecenia Publicznego, sygn. 14, 1.2, 102.

[16] A. Péquignot, 2006, *The History of Taxidermy: Clues for Preservation. Collections*, „A Journal for Museum and Archives Professionals" 2, s. 245–255. https://doi.org/10.1177/15501906060020030.

[17] P.B. Hatchfield, J.M. Carpenter, 1986, *The problem of formaldehyde in museum collections*, „International Journal of Museum Management and Curatorship" 5, s. 183–188.
S. Sandhyamani, J.K. Sindhu, S. Sriramachari, 2005, *Re–colorization of museum specimens: a modification of Romhanyi's technique based on pyridine/nicotine hemochromogen reactions*, „Virchows Archiv" 447, s. 94–98. https://doi.org/10.1007/s00428–005–1273–8.

Ryc. 5. Przykładowe okazy z kolekcji skór MiIZ PAN. (a–b) skóra przedstawiciela podrodziny kotów [f8.0, 3" i ISO 100]; (C) skóra nieoznaczonej do gatunku antylopy odłowionej w Demokratycznej Republice Konga [f8.0, 0"8 i ISO 100] (Fot. Pracownia Muzeum Zoologiczne MiIZ PAN).

Ryc. 6. Proces digitalizacji skór ssaków w MiIZ PAN. Pracownicy ubrani są w specjalistyczne kombinezony, maski oraz rękawiczki ochronne. Widoczny jest również zastosowany system fotograficzny, tj. statyw z wysięgnikiem, aparat z lampą błyskową oraz tło fotograficzne (Fot. Pracownia Muzeum Zoologiczne MiIZ PAN).

skór nie zaleca się wykorzystania wody lub jej roztworów. W ostateczności do usunięcia depozytów solnych można użyć wodnego roztworu etanolu w stosunku 1/1[18]. Niektóre zabrudzenia czyścić można za pomocą rozpuszczalników organicznych takich jak spirytus mineralny z zachowaniem ostrożności.

Metodyka. Digitalizację skór w MiIZ PAN przeprowadzono za pomocą aparatu Canon EOS D6 mark II z obiektywami Sigma 24–105 mm F4 DG OS HSM, oraz lampą błyskową Canon Speedlite 430EX. Aparat zamontowany był na

[18] I. Godfrey, D. Gilroy (red.), 2017, *Conservation and Care of Collections. Western Australian Museum Department of Materials Conservation* (https://manual.museum.wa.gov.au/conservation–and–care–collections–2017/index.html[dostęp: 3.12.2024]).
D. Hendry, 1999, *Vertebrates*, (w:) D. Carter, A. Walker (red.), 1999, *Chapter 1: Care and Conservation of Natural History Collections*, Oxford: Butterwoth Heinemann, s. 1–36. (http://www.natsca.org/care–and–conservation [dostęp: 3.12.2024]).

statywie z wysięgnikiem. Przy pracach używano różnego zakresu przysłony oraz czasu naświetlania, natomiast utrzymano stałą wartość ISO – 100. Z powodu różnej wielkości skór zaleca się stosowanie obiektywów zmiennoogniskowych umożliwiających dostosowanie pola widzenia do wielkości okazu lub wykorzystanie kilku obiektywów o różnej ogniskowej.

Aby zapewnić powtarzalność i stabilność warunków oświetleniowych użyto profesjonalne polipropylenowe tło fotograficzne o wymiarach 2.7 × 5 m, które rozłożono na podłodze. Było ono regularnie czyszczone za pomocą odkurzacza z powodu zabrudzeń, które się na nim gromadziły podczas prowadzenia digitalizacji. Wymiary tła dostosowane były do największych okazów, które są przechowywane w zbiorach MiIZ PAN.

W zależności od okazu wykonywano różną liczbę zdjęć. Jedno ze zdjęć zawsze obejmowało cały obiekt, pozostałe zdjęcia dokumentowały cechy charakterystyczne skór oraz etykiety lub oznaczenia naniesione bezpośrednio na skóry. Część skór ze względu na wysoki stopień dehydratacji była na tyle twarda, że nie było możliwości ich rozprostowania. W takich wypadkach wykonywano dwa zdjęcia aby objąć całość okazu.

Całość prac wykonano w sprzęcie ochronnym obejmującym kombinezony ochronne, rękawiczki, dwufiltrowe maski pełnotwarzowe z pochłaniaczami o klasyfikacji ABEK1 na pary organiczne, gazy nieorganiczne, kwaśne i amoniak. Sprzęt każdorazowo po zakończeniu pracy był dezynfekowany oraz czyszczony z kurzu i zabrudzeń.

Podczas digitalizacji pobierano wycinki próbek o wielkości 0,5–1 cm^2, które następnie zamykano w probówkach eppendorfa. Pobrane próbki zaetykietowano, a okazom nadano nowe numery inwentarzowe wraz z kodami QR, aby można było połączyć skóry ze zdjęciami i pobranymi próbkami. Stworzono również bazę danych, która łączy dane z obiektów, etykiet oraz starych baz danych, które obecna zastąpiła.

Podsumowanie. Rozwój nowych technologii, w szczególności sekwencjonowania nowej generacji i mikrotomografii rentgenowskiej, przyczynia się do wzrostu zainteresowania biologów historycznymi materiałami zdeponowanymi w kolekcjach muzealnych. Szczególna wagę nadaje się okazom reprezentującym gatunki wymarłe i zagrożone wyginięciem. Jednym z najczęściej wtórnie eksploatowanych typów materiałów zoologicznych są kości i skóry kręgowców. Z tego względu, digitalizacja tych obiektów staje się niezbędna do poprawnego funkcjonowania danej jednostki w świecie nowoczesnej biologii. Ponadto, wygenerowane obrazy stanowić mogą punkty referencyjne niezbędne w procesach rewindykacji oraz zarządzania kolekcją.

W rozdziale zaprezentowano dobre praktyki związane z digitalizacją kości i skór kręgowców zdeponowanych w kolekcjach muzealnych. Poruszono kwestie techniczne związane z systemami fotograficznymi, manipulacją okazami oraz proponowanymi środkami ochrony osobistej.

Digitalizacja eksponatów z Naukowej Kolekcji Zoologicznej Muzeum i Instytutu Zoologii PAN została przeprowadzona w ramach realizacji programu Ministra Nauki i Szkolnictwa Wyższego pod nazwą „Narodowy Program Rozwoju Humanistyki", nr 0038/NPRH8/H11/87/2020, pt. *Rekonstrukcja i opracowanie zbiorów naukowych Gabinetu Zoologicznego Uniwersytetu Warszawskiego. Od XVIII wiecznego Musaeum Polonicum do Narodowego Muzeum Przyrodniczego,* realizowanego na Wydziale Archeologii Uniwersytetu Warszawskiego w latach 2020–2025 pod kierunkiem dr. hab. Huberta Kowalskiego, prof. ucz.

Marcin Jan Kamiński ORCID 0000-0002-2915-0614
Muzeum i Instytut Zoologii Polskiej Akademii Nauk

Arkadiusz Cegliński ORCID 0000-0001-7268-8789
Muzeum i Instytut Zoologii Polskiej Akademii Nauk

Marcin Raś ORCID 0000-0002-6365-2386
Muzeum i Instytut Zoologii Polskiej Akademii Nauk

Procedury pobierania i opracowywania prób genetycznych z kolekcji muzealnych do celów barkodingu DNA

Michał Grabowski, Tomasz Rewicz, Piotr Gadawski, Grzegorz Tończyk, Marek Michalski, Monika Patrzyk, Marcin Jan Kamiński

Słowa kluczowe: Sekwencjonowanie DNA, kontaminacja, genomika, muzeomika, antyczny DNA, historyczny DNA

Muzeomika, dynamicznie rozwijający się dział badań genomicznych, koncentruje się na identyfikacji i analizie sekwencji DNA wyizolowanych z tkanek okazów zdeponowanych w kolekcjach przyrodniczych. Uzyskanie tego typu informacji pozwala badaczom eksplorować nieznane dotąd fragmenty ewolucyjnego drzewa życia. Przykładowo, muzeomika umożliwia analizę struktury genomów przedstawicieli gatunków już wymarłych, bardzo rzadkich, będących na skraju wyginięcia lub bardzo trudnych i kosztownych do zdobycia z powodu niedostępnych siedlisk (np. odległe wyspy oceaniczne, wysokie góry, jaskinie, głębiny oceaniczne). Ponadto, badania te są szczególnie cenne w przypadku gatunków, których odłów ograniczają przepisy ochrony przyrody, konflikty polityczne lub obawy o zachowanie ich populacji[1]. Warto zaznaczyć, że to właśnie **badania genomiczne** wykorzystujące okazy muzealne rzuciły nowe światło na historię ewolucyjną naszego gatunku[2] i doprowadziły do powstania **archeogenetyki** – nowej gałęzi wiedzy

[1] B. Stelbrink i in., 2024, *A genetic snapshot before extinction: Museomics reveals the phylogenetic position of a critically endangered freshwater gastropod*, „Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems" 34/7, e4226. DOI: https://doi.org/10.1002/aqc.4226.
S. Castañeda-Rico i in., 2022, *Museomics and the holotype of a critically endangered cricetid rodent provide key evidence of an undescribed genus*, „Frontiers in Ecology and Evolution" 10, e930356.
[2] K. Prüfer i in., 2014, *The complete genome sequence of a Neanderthal from the Altai Mountains*, „Nature" 505/7481, s. 43–49.
M. Meyer i in., 2012, *A high-coverage genome sequence from an archaic Denisovan individual*, „Science" 338/6104, s. 222–226.

na styku archeologii i biologii[3]. Waga tych odkryć została podkreślona w 2022 roku, kiedy profesor Svante Pääbo, inicjator badań nad genomami wymarłych hominidów, otrzymał Nagrodę Nobla w dziedzinie fizjologii lub medycyny.

Rozwój muzeomiki nadał **kolekcjom przyrodniczym** nową, trudną do przecenienia wartość, umożliwiając, prześledzenie zmian składu i bogactwa genetycznego populacji organizmów w ujęciu historycznym, co pozwala lepiej ocenić jak reagowały one na zmiany ekosystemów spowodowane przez człowieka. Tym samym, kolekcje muzealne, często niedoceniane w przeszłości jako relikt XIX-wiecznego podejścia do przyrody, zyskały status skarbnicy danych genomowych. Obecnie podkreśla się wręcz renesans kolekcji przyrodniczych[4], który otwiera je na wyzwania przyszłości[5]. Z drugiej strony, możliwość pozyskania materiału genetycznego z okazów muzealnych stawia nowe wymagania i wyznacza nowe standardy dotyczące zarówno ich pozyskania, wstępnej konserwacji oraz warunków długoterminowego przechowywania.

Ze względu na swój wiek oraz specyficzne procedury preparowania, przyrodnicze **okazy muzealne** na ogół zawierają niewielką ilość DNA w tkankach[6]. Postępująca z czasem degradacja nici DNA, związana z nieuchronną działalnością czynników środowiskowych (fizycznych, takich jak: temperatura, wilgotność, światło – szczególnie UV; chemicznych, t.j. substancji i mediów konserwujących, oraz biologicznych, t.j. aktywności drobnoustrojów), sprawia, że cząsteczki te są mocno pofragmentowane, co znacznie utrudnia ekstrakcję DNA, amplifikację markerów molekularnych, sekwencjonowanie i analizę danych[7].

Właściwości DNA pozyskiwanego z materiałów muzealnych są na tyle charakterystyczne, że w zależności od czasu jaki upłynął od śmierci osobnika

[3] C. Renfrew, K.V. Boyle, 2000, *Archaeogenetics: DNA and the population prehistory of Europe*, McDonald Institute for Archaeological Research: Cambridge.

[4] H.A. Burbano, R.M. Gutaker, 2023, *Ancient DNA genomics and the renaissance of herbaria*, „Science" 382/6666, s. 59–63. DOI: 10.1126/science.adi1180.

[5] K. Winker, 2004, *Natural History Museums in a Postbiodiversity Era*, „BioScience" 54/5, s. 455–459; S. Pääbo, R. Wayne, R. Thomas, 1992, *On the use of museum collections for molecular genetic studies*, „Ancient DNA Newsletter" 1, s. 4–5.

[6] K.C. Rowe i in., 2011, *Museum genomics: low-cost and high-accuracy genetic data from historical specimens*, „Molecular Ecology Resources" 11/6, s. 1082–1092.
K. Kanda i in., 2015, *Successful recovery of nuclear protein-coding genes from small insects in museums using Illumina sequencing*, „PLoS ONE" 10/12, e0143929. DOI: 10.1371/journal.pone.0151124. [Erratum: „PLoS ONE" 11/3, e0151124, 7 marca 2016].

[7] M. Jin i in., 2020, *Museomics reveals extensive cryptic diversity of Australian prionine longhorn beetles with implications for their classification and conservation*, „Systematic Entomology" 45/4, s. 745–770.
C.J. Raxworthy, B.T. Smith, 2021, *Mining museums for historical DNA: advances and challenges in museomics*, „Trends in Ecology & Evolution" 36/11, s. 1049–1060.

reprezentującego dany okaz, określa się je jako **historyczny** (do 1000 lat wstecz) lub **antyczny (kopalny)** DNA (>1000 lat). Niska zawartość oraz jakość DNA wymusza na badaczach pracujących z okazami muzealnymi stosowanie rygorystycznych standardów pozwalających zminimalizować ryzyko kontaminacji analizowanych prób obcym DNA, pochodzącym z otaczającego środowiska[8], w tym od osoby pobierającej materiał do badań, bądź materiałem genetycznym innego okazu. Omawiany problem dobrze ilustrują prace z lat 90-tych XX wieku, których autorzy raportowali odczytanie DNA **inkluzji w bursztynie** datowanych na dziesiątki a nawet setki milionów lat wstecz[9]. Badania te stały się inspiracją scenariuszy filmów z serii Jurassic Park. Jednakże, ich wyniki okazały się błędne, a odczytane sekwencje DNA zostały uznane za zanieczyszczenia nowożytnym materiałem genetycznym.

Obecnie **najstarszym potwierdzonym zsekwencjonownym DNA** są cząsteczki wyizolowane z tkanek mamuta zachowanego w wiecznej zmarzlinie, datowanych na 1,2 miliona lat wstecz[10], a także ze środowiskowych próbek osadów datowanych na 2 miliony lat, pozyskanych z rdzenia wydobytego z wiecznej zmarzliny na Grenlandii[11]. Ze względu na właściwości fizyko-chemiczne DNA (czas jego połowicznego rozpadu wynosi 521 lat) uznaje się, że jest to wynik zbliżony do maksymalnego zakresu[12]. **Uzyskanie informacji genetycznej ze znacznie starszych materiałów, a zwłaszcza tak wiekowych, jak inkluzje w bursztynie czy kości dinozaurów, uważane jest obecnie na niemożliwe**.

W celu uniknięcia kontaminacji próbek muzealnych obcym DNA, zaleca się prowadzenie wszelkich analiz genetycznych w specjalistycznych laboratoriach, w których nie pracuje się z materiałem świeżym. Organizacja laboratorium w pełni wyposażonego do pracy z historycznym, a zwłaszcza antycznym DNA wymaga dużo przestrzeni, odpowiedniego sprzętu (Ryc. 1), oraz idących za tym ponadprzeciętnych nakładów finansowych (warunki ściśle aseptyczne, takie jak śluzy izolujące od środowiska zewnętrznego, wykorzystywanie biologicznie czystych skafandrów, mikrobiologiczne filtry powietrza, komory laminarne,

[8] M. Irestedt i in., 2022, *A guide to avian museomics: Insights gained from resequencing hundreds of avian study skins*, „Molecular Ecology Resources" 22/7, s. 2672–2684.
[9] R. DeSalle i in., 1992, *DNA sequences from a fossil termite in Oligo-Miocene amber and their phylogenetic implications*, „Science" 257/5078, s. 1933–1936; R.J. Cano i in., 1993, *Amplification and sequencing of DNA from a 120–135-million-year-old weevil*, „Nature" 363/6429, s. 536–538.
[10] T. van der Valk i in., 2021, *Million-year-old DNA sheds light on the genomic history of mammoths*, „Nature" 591/7849, s. 265–269.
[11] K.H. Kjær i in., 2022, *A 2-million-year-old ecosystem in Greenland uncovered by environmental DNA*, „Nature" 612/7939, s. 283–291.
[12] M.E. Allentoft i in., 2012, *The half-life of DNA in bone: measuring decay kinetics in 158 dated fossils*, „Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences" 279/1748, s. 4724–4733.

Ryc. 1. W pełni wyposażone faboratorium do pracy z antycznym DNA.

sterylizacja wszystkich pomieszczeń i narzędzi odpowiednimi środkami chemicznymi i światłem UV przed każdym użyciem laboratorium). Gdy utrzymanie takiego laboratorium jest niemożliwe, np. ze względów ekonomicznych, niezbędne jest przynajmniej stosowanie specjalistycznych wyciągów i komór laminarnych, poddawanych przed każdym użyciem sterylizacji światłem UV oraz środkami chemicznymi[13]. Wyjaławianiu przed użyciem poddawane są również narzędzia i naczynia laboratoryjne (np. pipety). W przypadku potrzeby nawiercania lub przeprowadzania sekcji okazów wykorzystuje się jednorazowe wiertła, pęsety oraz skalpele.

Podczas pracy z materiałem muzealnym obligatoryjnie stosuje się maseczki, rękawiczki jednorazowe oraz kombinezony (Ryc. 2). Wymagania stawiane badaczom są jeszcze bardziej restrykcyjne w przypadku pracy z materiałem ludzkim – szczególnie próbkami kopalnymi – gdyż właśnie w tym przypadku istnieje

[13] K. Kanda i in., 2015, *Successful recovery of nuclear protein-coding genes from small insects in museums using Illumina sequencing*, „PLoS ONE" 10/12, e0143929.
DOI: 10.1371/journal.pone.0151124. [Erratum: „PLoS ONE" 11/3, e0151124, 7 marca 2016].

Ryc. 2. Specjalista z zakresu biologii molekularnej izolujący DNA z prób archeologicznych. Prace prowadzone są pod specjalistycznym wyciągiem, zaś osoba dokonująca analiz ubrana jest w kombinezon, maskę oraz rękawiczki pozwalające zminimalizować prawdopodobieństwo zanieczyszczenia (Fot. M. Patrzyk).

szczególnie duże ryzyko kontaminacji próbek DNA przez osoby wykonujące analizy laboratoryjne[14].

Wiele badań z zakresu muzeomiki dotyczących okazów zwierzęcych opiera się na sekwencjonowaniu **DNA mitochondrialnego (mtDNA)**. Genom mitochondrialny, niezależny od genomu jądrowego, którego zwykle pojedyncza kopia mieści się w jądrze komórkowym każdej komórki ciała poza erytrocytami, występuje w komórkach w wielu kopiach, po kilka w każdym mitochondrium. Najwięcej mitochondriów znajduje się zwykle w komórkach tkanek o najwyższej aktywności metabolicznej, takich jak mięśnie, wątroba czy gruczoły wydzielnicze.

[14] B. Llamas i in., 2016, *From the field to the laboratory: Controlling DNA contamination in human ancient DNA research in the high-throughput sequencing era*, „STAR: Science & Technology of Archaeological Research" 3/1, s. 1–14. https://doi.org/10.1080/20548923.2016.1258824.
R. Pinhasi i in., 2019, *Isolating the human cochlea to generate bone powder for ancient DNA analysis*, „Nature Protocols" 14/4, s. 1194–1205.

Pozwala to na łatwiejsze pozyskanie informacji niż w przypadku **DNA jądrowego (nDNA)**. Ze względu na brak mechanizmów naprawczych przy replikacji genomu mitochondrialnego, zmiany w sekwencji nukleotydów wywołane mutacjami znacznie częściej niż w genomie jądrowym są utrwalane w populacjach, co skutkuje szybszym tempem różnicowania tych ostatnich.

W przypadku ogromnej większości zwierząt, **mitochondria dziedziczone są wyłącznie w jednej linii rodzicielskiej**, przeważnie żeńskiej, co sprawia że przy braku zjawiska rekombinacji genetycznej, w uproszczony sposób można modelować relacje pokrewieństwa między populacjami i gatunkami. Wreszcie, ze względu na relatywnie wysokie tempo ewolucji, niektóre fragmenty genów mitochondrialnych wykazują szczególnie dużą zmienność międzygatunkową, co może być podstawą do rozróżniania gatunków wyłącznie na podstawie cech genetycznych. Pomysł taki został opracowany i wprowadzony w życie nieco ponad 20 lat temu przez prof. Paula Heberta, entomologa z University of Guelph w Kanadzie[15]. Zaproponował on identyfikację każdego gatunku za pomocą sekwencji nukleotydów w określonym fragmencie DNA na tej samej zasadzie, na jakiej produkty w sklepie identyfikowane są poprzez kody kreskowe (barkody). Wynalezioną przez siebie metodę nazwał **barkodingiem DNA**, a używany do tego celu marker molekularny – fragment 5' mitochondrialnego **genu I podjednostki oksydazy cytochromu c** (ang. cytochrome c oxidase subunit I, COI, cox1) o długości 658 nukleotydów – kodem kreskowym DNA (barkodem DNA). Fragment ten jest powszechnie stosowany w identyfikacji większości bezkręgowców i kręgowców.

W zależności od grupy taksonomicznej i okoliczności, takich jak np. ograniczona długość sekwencji DNA przy pracy z bardzo zdegradowanym materiałem genetycznym, jak to ma miejsce w przypadku środowiskowego DNA, używa się obecnie również **innych markerów**. Najpopularniejsze z nich to: 12S rDNA (ryby), 16S rDNA (przywry), 18S rDNA i 28S rDNA (protisty, nicienie), matK, rbcL, ITS, trnH–psbA (rośliny), ITS (grzyby).

Najstarsza, ale wciąż pozostająca jedną z najczęściej używanych do barkodowania **pojedynczych, świeżo zakonserwowanych okazów** i tworzenia bibliotek referencyjnych stanowiących wiarygodny punkt odniesienia do genetycznej identyfikacji gatunków (patrz poniżej), jest tzw. **metoda Sangera (tzw. I generacja sekwencjonowania)**. Pozwala ona na odczytanie sekwencji o długości ok. 1000 nukleotydów[16]. Kolejne metody, II i III generacji, należą do tzw. technologii

[15] P.D. Hebert i in., 2003, *Biological identifications through DNA barcodes*, „Proceedings of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences" 270/1512, s. 313–321.

[16] F. Sanger, A.R. Coulson, 1975, *A rapid method for determining sequences in DNA by primed synthesis with DNA polymerase*, „Journal of Molecular Biology" 94/3, s. 441–448.

wysokoprzepustowego sekwencjonowania (ang. High Throughput Sequencing, HTS) z uwagi na to, że umożliwiają one jednoczesne sekwencjonowanie setek, a w niektórych przypadkach nawet kilkudziesięciu tysięcy próbek naraz.

Sekwencjonowanie **II generacji**, wykonywane na platformie sprzętowej Illumina HiSeq, MiSeq lub NovaSeq, pozwala na **jednoczesne odczytanie ogromnej liczby (milionów) relatywnie krótkich sekwencji (100–250 nukleotydów) z dziesiątek lub setek próbek**. Obniża to znacznie koszt uzyskania pojedynczej sekwencji, jednak ogranicza rozdzielczość taksonomiczną z powodu niewielkiej długości odczytów. Metoda znajduje szerokie zastosowanie w biomonitoringu ekosystemów opartym na środowiskowym DNA (eDNA), gdzie pozyskanie dłuższych sekwencji DNA jest po prostu niemożliwe[17]. Sekwencjonowanie II generacji jest również podstawą dla uzyskania barkodów z **pojedynczych okazów muzealnych liczących sobie dziesiątki czy nawet setki lat** i sekwencjonowania zdegradowanego, historycznego lub antycznego DNA, za pomocą metody tzw. przeczesywania genomu (ang. genome skimming) i bioinformatycznego składania dłuższych sekwencji z krótkich odczytów[18].

Najpopularniejszymi metodami sekwencjonowania **III generacji** są obecnie te proponowane przez Oxford Nanopore Technologies (ONT) i Pacific Biosciences (PacBio). Można dzięki nim **sekwencjonować setki a nawet tysiące próbek naraz, przy jednoczesnym braku ograniczeń długości odczytu**, jakie były problemem sekwencjonowania II generacji. W przypadku sekwencjonowania ONT, zaletą jest jej niewielki koszt, zarówno jeśli chodzi o odczynniki, jak i o platformę sprzętową. Zminiaturyzowane sekwenatory ONT (np. MinION) i relatywnie proste protokoły laboratoryjne wymagane do ich obsługi pozwalają na prowadzenie sekwencjonowania wielu próbek nawet w **niewielkich laboratoriach**, bez potrzeby dostępu do dużych oraz kosztownych w utrzymaniu i eksploatacji, często komercyjnych i nakierowanych na masowe sekwencjonowanie infrastruktur operujących na platformach Sanger, Illumina czy PacBio. Z tego powodu, sekwencjonowanie na platformie ONT umożliwia **upowszechnienie taniego i łatwego sekwencjonowania w różnej skali**, również w instytucjach o niewielkich możliwościach finansowych. Niemniej jednak, ponieważ metoda ta umożliwia uzyskanie długich

[17] F. Keck i in., 2022, *Meta-analysis shows both congruence and complementarity of DNA and eDNA metabarcoding to traditional methods for biological community assessment*, „Molecular Ecology" 31/6, s. 1820–1835; J. Pawlowski i in., 2021, *Environmental DNA for biomonitoring*, „Molecular Ecology" 30/13, 2931.

[18] B. Trevisan i in., 2019, *Genome skimming is a low-cost and robust strategy to assemble complete mitochondrial genomes from ethanol preserved specimens in biodiversity studies*, „PeerJ" 7, e7543. DOI: https://doi: 10.7717/peerj.7543.

odczytów, stosowana jest przede wszystkim do sekwencjonowania DNA z świeższych okazów, z których możliwa jest ekstrakcja DNA o niewielkim stopniu degradacji.

Uzyskane sekwencje DNA są **gromadzone w rozmaitych publicznych repozytoriach**[19], które mają różne przeznaczenie, np. NCBI GenBank (amerykańskie, ogólne repozytorium), BOLD (głównie fragmenty COI, barkody zwierząt), UNITE (fragmenty ITS grzybów), SILVA (sekwencje DNA rybosomalnego dla bakterii, archeonów, eukariontów), RDP (Ribosomal Databes Project), ENSEMBL (genomy kręgowców), MiGA (Micobial Genomes Atlas), ENA (European Nucleotide Archive), MYCOBANK Database (baza sekwencji DNA dla grzybów), Diat.barcode (baza sekwencji DNA dla okrzemek), Plant GARDEN (baza genomów i sekwencji DNA roślin), UNITE (baza sekwencji regionu ITS dla Eukariontów), GBIF (Global Biodiversity Information Facility), GGBN (Global Genome Biodiversity Network).

Część z nich to tzw. **biblioteki referencyjne barkodów DNA**, czyli zbiory sekwencji DNA, które służą jako wzorce (czyli referencje) do identyfikacji różnych gatunków organizmów. W zależności od repozytorium, przechowywane są w nich krótkie fragmenty DNA różnych fragmentów genomu, lub całe genomy referencyjne dla konkretnych gatunków. Żeby dana biblioteka była wiarygodna i mogła być nazwana referencyjną – powinna zawierać barkody, które są prawidłowo zidentyfikowane pod względem taksonomicznym i rzeczywiście reprezentują fragment DNA danego gatunku, co nie zawsze jest łatwe do osiągnięcia[20]. Dodatkowo, biblioteka taka powinna być darmowa i ogólnodostępna dla wszystkich użytkowników. **Muzeomika pozwala na udoskonalenie** i jeszcze większy rozwój bibliotek referencyjnych poprzez izolowanie DNA i jego sekwencjonowanie z muzealnych okazów typowych dla wielu gatunków. Dzięki takiemu fragmentowi DNA istnieje wzorzec, dzięki, któremu można porównywać i klasyfikować inne sekwencje[21], wspierając badania nad ewolucją, taksonomią i ochroną różnorodności biologicznej.

Różne kraje europejskie aktywnie rozwijają własne **inicjatywy barkodingowe**, których celem jest stworzenie bibliotek referencyjnych i baz barkodów dla organizmów zamieszkujących ich terytoria. Najczęściej, powstające biblioteki i bazy barkodów DNA wykorzystują wspomnianą powyżej platformę BOLD. Najbardziej rozwinięte są obecnie inicjatywy: niemiecka (German Barcode of

[19] V. Levesque-Beaudin i in., 2023, *A workflow for expanding DNA barcode reference libraries through 'museum harvesting' of natural history collections*, „Biodiversity Data Journal" 11, e100677.
[20] K.A. Meiklejohn, N. Damaso, J.M. Robertson, 2019, *Assessment of BOLD and GenBank – Their accuracy and reliability for the identification of biological materials*, „PLOS ONE" 14/6, e0217084.
[21] S. Ratnasingham i in., 2024, BOLD v4: *A Centralized Bioinformatics Platform for DNA-Based Biodiversity Data*, w: *DNA Barcoding: Methods and Protocols*, Springer US: New York, s. 403–441.

Life, GBOL), fińska (Finnish Barcode of Life, FinBOL) i norweska (Norwegian Barcode of Life, NorBOL). Niedawno, w naszym kraju powstała **inicjatywa Polish Barcode of Life**[22], działająca w ramach Krajowej Sieci Informacji o Bioróżnorodności[23] i zainicjowana oraz koordynowana przez zespół badaczy z Uniwersytetu Łódzkiego.

Dzięki sekwencjonowaniu zdeponowanych w muzeach materiałów typowych, możliwe jest ujednolicenie klasyfikacji i eliminacja niejasności podczas klasycznej identyfikacji gatunkowej w oparciu o cechy morfologiczne, co jest kluczowe np. w przypadku **gatunków kryptycznych**[24] czy kolekcji skór, piór, jaj ptasich[25], a także przedmiotów wykonanych z materiałów pochodzenia organicznego[26]. W dobrze zorganizowanej bibliotece referencyjnej DNA każdemu rekordowi (okazowi zdeponowanemu w kolekcji instytucjonalnej i powiązanemu z sekwencją DNA w repozytorium internetowym) powinny towarzyszyć **informacje dodatkowe, zbiorczo nazywane metadanymi**, obejmujące np. unikatowy alfanumeryczny kod osobnika, miejsce i data jego odłowienia, identyfikacja taksonomiczna do najniższego wiarygodnego poziomu, dokumentacja fotograficzna okazu, stadium rozwojowe, płeć, itd. Dane te mogą być później wykorzystywane do śledzenia zasięgów gatunków, porównywania zmienności genetycznej w zależności od lokalizacji geograficznej, wpływu warunków środowiskowych na zmienność genetyczną, odkrywania interakcji między gatunkami, czy zmienności genetycznej danego gatunku w czasie. Aktualnie bardzo popularne są również **badania symbiomów** (czyli organizmów wraz ze związanymi z nimi symbiontami), a zwłaszcza **mikrobiomów** poszczególnych gatunków i ich wpływu na fenotyp gospodarza, oraz analiza genów i ich funkcji (metadane pozwalają tu zrozumieć kontekst biologiczny sekwencji, np. funkcję białek kodowanych przez określone geny[27].

Wszystkie uzyskane sekwencje DNA powinny zostać zdeponowane w jednej z publicznych bibliotek referencyjnych. Najpopularniejszą z nich, jeśli chodzi

[22] PoLBOL, https://www.polbol.uni.lodz.pl/.
[23] KSIB, https://www.ksib.pl/.
[24] J. Mulvaney, M. Moir, M.I. Cherry, 2023, *DNA barcoding reveals cryptic diversification and taxonomic discordance among bats and birds within Sub–Saharan Africa*, „Biodiversity and Conservation" 32/14, s. 4895–4914.
[25] A. Grealy, N.E. Langmore, L. Joseph, C.E. Holleley, 2021, *Genetic barcoding of museum eggshell improves data integrity of avian biological collections*, „Scientific Reports" 11/1.
[26] M.P. Steele i in., 2021, *DNA barcoding identifies cryptic animal tool materials*, „Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America" 118/29, e2020699118.
[27] L.P. Henry i in., 2021, *The microbiome extends host evolutionary potential*, „Nature Communications" 12/1, 5141.
A. Spor, O. Koren, R. Ley, 2011, *Unravelling the effects of the environment and host genotype on the gut microbiome*, „Nature Reviews Microbiology" 9/4, s. 279–290.

o barkody DNA, jest aktualnie baza projektu Barcode of Life Data Systems (BOLD)[28]. Algorytmy platformy, w oparciu o dystanse genetyczne, dynamicznie grupują zdeponowane sekwencje w molekularne operacyjne jednostki taksonomiczne (MOTU) i przypisują im unikatowe identyfikatory, tzw. **Barcode Index Number** (BIN)[29], stanowiące robocze **ekwiwalenty gatunków klasyfikacji linneuszowskiej**. Można je wykorzystać zarówno do **weryfikacji identyfikacji taksonomicznej**, jak i do **kwantyfikowania różnorodności biologicznej**, gdy brakuje jakiejkolwiek informacji taksonomicznej[30].

Repozytorium BOLD jest również przeszukiwalne poprzez **przesłanie zapytania** w specjalnej wyszukiwarce, np. wklejenie sekwencji barkodowej okazu lub wysłanie zapytania zbiorczego dla sekwencji wielu okazów. Wyszukiwarka porównuje dostarczoną sekwencję z tymi dostępnymi w bazie i zwraca wynik w postaci listy najbardziej podobnych sekwencji dostępnych publicznie wraz z informacjami o reprezentujących je okazach. Wprowadzenie do baz danych, sekwencji pochodzących z **DNA okazów typowych** umożliwia dostęp do większej liczby wiarygodnych przypisań taksonomicznych, co ma fundamentalny wpływ na rozwój i udoskonalenie biblioteki referencyjnej. Dlatego też, rozwój bibliotek referencyjnych opartych o materiały pochodzące z muzeów (lub instytucji gdzie identyfikacja taksonomiczna poprzedza analizy molekularne) ma kluczowe znaczenie[31].

Przykładowe metody pobierania prób z okazów muzealnych do badań historycznego i antycznego DNA. Muzea przyrodnicze oferują szeroki dostęp do różnorodnych typów materiałów biologicznych. Część prób zakonserwowana jest na sucho (np. kości, skóry, większość owadów), zaś pozostałe okazy przechowywane są w alkoholu, formalinie bądź też innych specjalistycznych płynach[32]. Niezależne grupy badaczy wciąż pracują nad ulepszaniem technik izolacji i sekwencjonowania DNA pochodzącego z różnych typów prob. Najbardziej

[28] S. Ratnasingham i in., 2024, BOLD v4: *A Centralized Bioinformatics Platform for DNA-Based Biodiversity Data*, w: *DNA Barcoding: Methods and Protocols*, Springer US: New York, s. 403–441.
[29] S. Ratnasingham, P.D. Hebert, 2013, *A DNA-based registry for all animal species: the Barcode Index Number (BIN) system*, „PLOS ONE" 8/7, e66213.
[30] A. Hausmann i in., 2013, *Genetic patterns in European geometrid moths revealed by the Barcode Index Number (BIN) system*, „PLOS ONE" 8, e84518. DOI: https://doi.org/10.1371/journal.pone.0084518.
C. Lopez-Vaamonde i in., 2021, *Evaluating DNA barcoding for species identification and discovery in European gracillariid moths*, „Frontiers in Ecology and Evolution" 9, e626752.
[31] V. Levesque-Beaudin i in., 2023, *A workflow for expanding DNA barcode reference libraries through 'museum harvesting' of natural history collections*, „Biodiversity Data Journal" 11, e100677.
[32] V. Levesque-Beaudin i in., 2023, *A workflow for expanding DNA barcode reference libraries through 'museum harvesting' of natural history collections*, „Biodiversity Data Journal" 11, e100677.

zaawansowane prace dotyczą ludzkiego materiału kostnego[33]. Poniżej omówiono trzy popularne metody pobierania tkanek z materiałów muzealnych.

1. **Kości ssaków**. W przypadku czaszek ssaków, zwłaszcza ludzkich, najdogodniejszym elementem do izolacji DNA jest część skalista kości skroniowej. Ze względu, że jest to jedna z najbardziej gęstych kości układu szkieletowego człowieka, struktura ta cechuje się relatywnie dużą zawartością DNA[34]. Część skalista wycinana jest z czaszki przy pomocy pił z jednorazowymi, sterylnymi ostrzami. Następnie materiał jest nawiercany, a powstały proszek poddawany jest dalszej analizie[35]. W przypadku pracy z materiałem kostnym innych zwierząt często do izolacji DNA wybierane są zęby trzonowe[36]. Trzeba zaznaczyć, że badania historycznego i antycznego DNA w oparciu o materiał kostny są inwazyjne i pozostawiają stałe ubytki na okazach, gdyż pobrane zęby ulegają sproszkowaniu (Ryc. 3).

2. **Owady i stawonogi**. Analiza historycznego DNA owadów wykorzystuje protokoły relatywnie nieinwazyjne, które nie naruszają ich zewnętrznego szkieletu. W tym przypadku wykorzystuje się chemiczne właściwości chityny budującej oskórek owadów, która nie podlega trawieniu podczas traktowania okazu buforem ekstrakcyjnym[37]. Okaz, z którego wyizolowane zostało DNA, zewnętrznie wygląda na nienaruszony, gdyż zniszczeniu ulegają jedynie tkanki miękkie (głównie mięśnie). Zamiast całego osobnika, do izolacji DNA można wykorzystać też poszczególne elementy ciała owada lub innego stawonoga, np. pojedyncze odnóże. Po izolacji, okaz można skleić i przeznaczyć do badań morfologicznych i anatomicznych.

3. **Okazy przechowywane w formalinie**. Materiał biologiczny przechowywany w formalinie, ze względu na wysokie pofragmentowanie DNA oraz hamujące działanie formaliny na reakcje chemiczne, stanowi jedno z największych wyzwań dla badań genetycznych. Podobne problemy dotyczą nieprawidłowo przechowywanych, suchych materiały zielników[38]. Jednakże, ekstrakcja DNA jest

[33] R. Pinhasi i in., 2019, *Isolating the human cochlea to generate bone powder for ancient DNA analysis*, „Nature Protocols" 14/4, s. 1194–1205.
[34] R. Pinhasi, i in., 2015, *Optimal ancient DNA yields from the inner ear part of the human petrous bone*, „PloS one", 10/6, e0129102.
[35] K.A. Sirak i in., 2017, *A minimally-invasive method for sampling human petrous bones from the cranial base for ancient DNA analysis*, „BioTechniques" 62/6, s. 283–289.
[36] H.B. Hansen i in., 2017, *Comparing ancient DNA preservation in petrous bone and tooth cementum*, „PLoS ONE" 12/1, e0170940.
[37] D.L. Rowley i in., 2007, *Vouchering DNA-barcoded specimens: Test of a nondestructive extraction protocol for terrestrial arthropods*, „Molecular Ecology Notes" 7/6, s. 915–924.
[38] C.J. Raxworthy, B.T. Smith, 2021, *Mining museums for historical DNA: advances and challenges in museomics*, „Trends in Ecology & Evolution" 36/11, s. 1049–1060; K. Jaksch i in., 2016, *DNA analysis of molluscs from a museum wet collection: a comparison of different extraction methods*, „BMC Research Notes" 9, s. 1–12.

Ryc. 3. Muzealny materiał zoologiczny przeznaczony do badań molekularnych. (A) Sproszkowany materiał kostny wykorzystany do inwazyjnych badań antycznego DNA. (B) Okaz chrząszcza poddany bezinwazyjnej izolacji DNA. Analizie molekularnej poddana została zaciemniona część owada, którą po przeprowadzeniu izolacji sklejono z odwłokiem. Tak przygotowany okaz nadaje się do analiz morfologicznych i anatomicznych. (Fot. M. Patrzyk).

możliwa nawet w tych przypadkach, chociaż wymaga użycia bardziej czasochłonnych i kosztownych procedur laboratoryjnych, oraz bardziej zaawansowanych metod sekwencjonowania DNA, takich jak przygotowanie bibliotek DNA metodą Single-stranded[39]).

Podsumowując, wykorzystanie sekwencji DNA z **okazów zgromadzonych w kolekcjach muzealnych** otwiera nowe możliwości w badaniach ekologicznych,

[39] Gansauge, M.-T. & Meyer, 2013, *M. Single-stranded DNA library preparation for the sequencing of ancient or damaged DNA*, „Nature Protocols" 8, s 737–748.

ewolucyjnych i taksonomicznych, stanowiąc jednocześnie istotne narzędzie w ochronie przyrody. Kluczowe jest tutaj gromadzenie i **przechowywanie metadanych**, ponieważ informacje o miejscu, dacie i innych okolicznościach zebrania okazu zapewniają kontekst niezbędny dla prawidłowej interpretacji wyników. Ze względu na metodyczne wyzwania związane z pobieraniem próbek DNA z materiałów muzealnych, procedury laboratoryjne muszą być prowadzone tak, aby **zminimalizować ryzyko uszkodzeń okazów i kontaminacji ich materiału genetycznego**. Wreszcie, trzeba pamiętać o regulacjach prawnych dotyczących pozyskaniu materiału oraz późniejszego upubliczniania i interpretacji odczytanych sekwencji DNA. Sukces badań genetycznych nad **bioróżnorodnością i ochroną gatunków** zależy w dużej mierze od harmonijnej współpracy między muzealnikami, taksonomami i biologami molekularnymi, opierającej się na wzajemnym zrozumieniu celów i metod prowadzonych badań. Taka interdyscyplinarna współpraca umożliwia pełne wykorzystanie potencjału, jaki niosą kolekcje muzealne, w kontekście wyzwań współczesnej nauki i ochrony środowiska.

Michał Grabowski ORCID 0000-0002-4551-3454
Katedra Zoologii Bezkręgowców i Hydrobiologii, Wydział Biologii i Ochrony Środowiska, Uniwersytet Łódzki

Tomasz Rewicz ORCID 0000-0002-2085-4973
Katedra Zoologii Bezkręgowców i Hydrobiologii, Wydział Biologii i Ochrony Środowiska, Uniwersytet Łódzki

Piotr Gadawski ORCID 0000-0001-9334-1960
Katedra Zoologii Bezkręgowców i Hydrobiologii, Wydział Biologii i Ochrony Środowiska, Uniwersytet Łódzki

Grzegorz Tończyk ORCID 0000-0003-3231-885X
Katedra Zoologii Bezkręgowców i Hydrobiologii, Wydział Biologii i Ochrony Środowiska, Uniwersytet Łódzki

Marek Michalski ORCID 0000-0002-8001-4140
Muzeum Przyrodnicze Uniwersytetu Łódzkiego

Monika Patrzyk ORCID 0009-0000-6752-3613
Muzeum i Instytut Zoologii Polskiej Akademii Nauk

Marcin Jan Kamiński ORCID 0000-0002-2915-0614
Muzeum i Instytut Zoologii Polskiej Akademii Nauk

Zbiory muzealne oraz żywe kolekcje jako banki genów w badaniach biologicznych i biomedycznych

Dariusz Iwan, Sebastian Tarcz

Słowa kluczowe: bioróżnorodność, barkoding DNA, digitalizacja sekwencji DNA, muzeomika, muzeum, kolekcje przyrodnicze, piractwo biologiczne, Protokół z Nagoi, CITES

Rozwój muzealnictwa przyrodniczego jest ściśle powiązany z postępem naukowym, zarówno w zakresie **odkryć przyrodniczych**, takich jak identyfikacja nowych gatunków, jak i w kontekście koncepcji badawczych, takich jak ogłoszenie teorii ewolucji czy wprowadzenie badań molekularnych. Znaczenie kolekcji przyrodniczych wzrasta także dzięki udoskonalaniu metod i narzędzi badawczych, które umożliwiają głębszą analizę przechowywanych okazów. Nie tylko sposób konserwacji i przechowywania, nawet najstarszych okazów, które w kolekcji **Muzeum i Instytutu Zoologii PAN** pochodzą z końca XVIII wieku, lecz również wprowadzanie licznych ograniczeń prawnych, takich jak „Protokół z Nagoi", powodują, że środowisko naukowe z coraz większym zainteresowaniem spogląda w kierunku zbiorów przyrodniczych szukając tam ciekawych i cennych materiałów do badań. Przykładem jest wykorzystanie rozwoju i zastosowania nowych technik badawczych, w tym bezinwazyjnych, z zakresu **muzeomiki**, czyli sekwencjonowania fragmentów DNA wyizolowanych z materiału muzealnego.

Zmieniające się zasięgi występowania i liczebności współczesnych gatunków zwierząt mają bezpośredni wpływ na ich **różnorodność genetyczną** obejmującą poszczególne populacje lub całe gatunki. Tak więc materiały przechowywane w kolekcjach przyrodniczych, obejmujące również przedstawicieli wymarłych gatunków, a także „wymarłych wariantów genów", powinny być traktowane jako **banki genów** dokumentujące różnorodność biologiczną w czasie i przestrzeni. **Muzea przyrodnicze pełnią funkcję depozytariuszy materiałów badawczych** reprezentujących bioróżnorodność Ziemi, odzwierciedlając zarówno przeszłość,

jak i teraźniejszość. Zgodnie z podziałem zaproponowanym w ramach porozumienia „Konwencja o Różnorodności Biologicznej”[1], **bioróżnorodność genetyczna** jest jednym z trzech poziomów bioróżnorodności biologicznej.

W 2006 roku powołano Krajowy Bank DNA Roślin, Grzybów i Zwierząt[2], czyli Polski Bank DNA. Była to inicjatywa pięciu instytucji: Muzeum i Instytut Zoologii PAN w Warszawie (jednostka wiodąca), Instytut Botaniki PAN w Krakowie, Instytut Hodowli i Aklimatyzacji Roślin w Radzikowie oraz Instytut Genetyki i Hodowli Zwierząt PAN w Jastrzębcu. Celem Polskiego Banku DNA było:

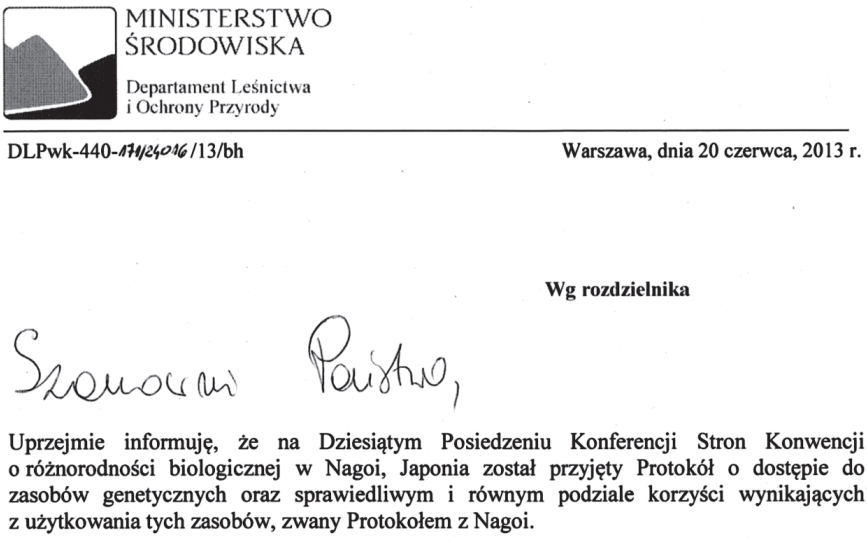
gromadzenie materiału biologicznego (okazy, tkanki, ekstrakty DNA) do otrzymywania DNA i wykorzystanie tych zasobów w badaniach nad genetyczną identyfikacją gatunków (kod paskowy DNA). Powiększanie naszej wiedzy o potencjale i ograniczeniach stosowania kodu paskowego (barkoding DNA) w obserwacji bioróżnorodności ma ogromne znaczenie zarówno dla badań podstawowych (np. systematyka, ekologia) jak i dla zagadnień praktycznych (ochrona przyrody).

W tym czasie dyskusja różnych środowisk, nie tylko naukowych, o „uczciwym i sprawiedliwym podziale korzyści wynikających z wykorzystania zasobów genetycznych” przybierała formy prac legislacyjnych. Obejmowały one z reguły porozumienia dwustronne i wielostronne, w tym państwa Unii Europejskiej. ***Protokół z Nagoi*** jest porozumieniem międzynarodowym, wynegocjowanym pod auspicjami Konwencji o Różnorodności Biologicznej w październiku 2010. Na archiwalnej stronie internetowej Ministerstwa Środowiska[3] znajduje się artykuł *Protokół z Nagoi i obowiązujące w Polsce przepisy dotyczące dostępu do zasobów genetycznych i podziału korzyści z ich wykorzystania*. Czytamy w nim:

Jego celem jest uczciwy i sprawiedliwy podział korzyści wynikających z wykorzystania zasobów genetycznych, w tym przez odpowiedni dostęp do zasobów genetycznych oraz przez odpowiedni transfer właściwych technologii, z uwzględnieniem wszystkich praw do tych zasobów i technologii, a także odpowiednie finansowanie, tym samym wnosząc wkład w ochronę różnorodności biologicznej i zrównoważone wykorzystanie jej elementów.

Przyjęcie Protokołu z Nagoi ma służyć realizacji jednego z trzech równorzędnych celów konwencji CBD, tj. sprawiedliwemu podziałowi korzyści wynikających

[1] Przyjęte na konferencji ONZ „Szczyt Ziemi” w 1992 roku w Rio de Janeiro.
[2] A. Grzywacz, W. Bogdanowicz, 2009, *Możliwości wykorzystania barkodingu w ochronie przyrody*, „Studia i Materiały Centrum Edukacji Przyrodniczo-Leśnej” 11/2 (21), s. 39–44.
[3] *Konwencje międzynarodowe*, Archiwalna strona Ministerstwa Środowiska, https://www.gov.pl/web/srodowisko/konwencje-miedzynarodowe.



MINISTERSTWO
ŚRODOWISKA
Departament Leśnictwa
i Ochrony Przyrody

DLPwk-440-471/2046/13/bh

Warszawa, dnia 20 czerwca, 2013 r.

Wg rozdzielnika

Szanowni Państwo,

Uprzejmie informuję, że na Dziesiątym Posiedzeniu Konferencji Stron Konwencji o różnorodności biologicznej w Nagoi, Japonia został przyjęty Protokół o dostępie do zasobów genetycznych oraz sprawiedliwym i równym podziale korzyści wynikających z użytkowania tych zasobów, zwany Protokołem z Nagoi.

Ryc. 1. Pismo Ministerstwa Środowiska z dnia 20 czerwca 2013 roku w sprawie „Protokołu z Nagoi".

z wykorzystania zasobów genetycznych. [...] Polska podpisała Protokół z Nagoi w dniu 20 września 2011 r. Protokół wszedł w życie 12 października 2014 r. Do 15 czerwca 2020 r. został ratyfikowany przez 123 państwa oraz Unię Europejską.

Istotne znaczenie dla funkcjonowania kolekcji przyrodniczych są zapisy dotyczące **„zwalczania piractwa biologicznego"**:

Na mocy ustawy kontrole użytkowników pod kątem zgodności z przepisami rozporządzenia prowadzi Państwowa Inspekcja Ochrony Środowiska.

Powyższe regulacje dotyczą zasobów genetycznych i tradycyjnej wiedzy związanej z zasobami genetycznymi pozyskanych:

– spoza Rzeczypospolitej Polskiej,

– z krajów będących stroną Protokołu z Nagoi, które regulują dostęp do swoich zasobów genetycznych i mają legislację krajowa w tym zakresie,

– po dniu 12 października 2014 r.,

*– w celu prowadzenia **prac badawczo–rozwojowych**.*

W rozporządzeniu przewidziano ustanowienie **unijnego rejestru „zaufanych" zbiorów**, takich jak banki nasion czy ogrody botaniczne, zawierającego informacje o zbiorach dostarczających wyłącznie w pełni udokumentowane próbki zasobów genetycznych. Użytkownicy, którzy pozyskują materiał badawczy z zaufanego zbioru zostaliby uznani za przestrzegających w znacznej mierze wymogu

należytej staranności. W celu lepszej koordynacji warunków dostępu w różnych państwach członkowskich zostałaby ustanowiona unijna platforma.

Muzeum i Instytut Zoologii PAN (MiIZ PAN) jest członkiem sieci europejskiej **CETAF**[4]. W prowadzonych przez sieć programach wypracowane zostały zasady funkcjonowania kolekcji przyrodniczych. Główne cele działań ciała doradczego „Dyrektorzy Kolekcji" dotyczą takich zagadnień jak:

– bieżący przegląd struktur zarządzania kolekcją zbiorów historii naturalnej,
– opracowanie europejskich zasad ratowania „osieroconych" kolekcji,
– harmonizacja europejskich zasad wypożyczana materiałów (loan policy),
– **wypracowanie standardów dla destrukcyjnego pobierania próbek**,
– rozwój forum menedżerów kolekcji na poziomie europejskim,
– opracowanie strategii dotyczącej przyszłości działalności Dyrektorów Kolekcji.

Pobieranie materiałów do badań genetycznych z okazów zdeponowanych w kolekcjach przyrodniczych jest istotnym tematem rozważań i dyskusji, które trwają już od blisko 20 lat. W ramach funkcjonowania **„Body of Directors Collection"**[5] opracowano liczne podsumowania i raporty, które zawierają ocenę stanu faktycznego i podstawowe kwestie związane z zasadami użyczania materiałów muzealnych do badań genetycznych. Ustalenia powyższych dokumentów można podsumować w następujących punktach:

1. Każda instytucja muzealna stosuje własne zasady wypożyczania okazów do badań DNA.
2. Pobieranie próbek DNA bez odpowiedniego zezwolenia jest zabronione.
3. Preparaty i próbki DNA powinny być zwracane do muzeum.
4. Uzyskane sekwencje DNA muszą być publicznie dostępne, np. w bazie GenBank.
5. **Zakazane jest stosowanie inwazyjnych metod pobierania materiałów w przypadku**:

- typów opisowych,
- okazów starszych niż 50 lat,
- serii liczących mniej niż trzy eksponaty.

W przypadku wypożyczeń materiałów do badań genetycznych powinien być wystawiany odrębny dokument, a nie tradycyjny rewers. Dokument ten musi uwzględniać możliwość/zakaz stosowania zastosowania destrukcyjnych metod badawczych. Udostępnianie materiałów do badań w ramach funkcjonowania

[4] Consortium of European Taxonomic Facilities (CETAF), https://cetaf.org/official–statement–from–cetaf/.
[5] CETAF, Body of directors collection, https://cetaf.org/?s=body+of+directors+collection.

tradycyjnych kolekcji pociągnie za sobą konieczność gromadzenia trzech kategorii materiałów biologicznych:

– herbaria, skóry, muszle, geologiczne, minerały etc.,

– pobrane próbki (z uszkodzeniem okazów) do badań molekularnych i innych (analiza lipidów, białek, analiza izotopowa, datowanie, metale ciężkie, SEM, preparaty mikroskopowe, sekcjonowanie),

– suche tkanki, kości, zęby i inne pobrane z fragmentów okazów, które po zwróceniu są nieużyteczne.

Obok zbiorów, które dotychczas były gromadzone w muzeach organizowane są **kolekcje molekularne** zawierające próbki do badań RNA/DNA. W kolekcjach tych przechowywane są materiały w różnych warunkach, dostosowanych do ich specyfiki, w tym:

– głęboko zamrożone okazy i tkanki w ciekłym azocie (-196°C),

– zamrożone tkanki w zamrażarkach (-80°C),

– okazy i tkanki przechowywane w alkoholu (-20, +4, +16°C),

– wyodrębniony materiał genetyczny (DNA) w wodzie lub buforach (-20°C),

– wyodrębnione RNA (-80°C),

– próbki na kartach FTA[6],

– liofilizowany lub zamrażany suchy materiał.

Muzea i instytucje posiadające kolekcje przyrodnicze, z których materiały wypożyczane są do badań naukowych powinny rozważyć **przechowywanie zwróconych próbek i produktów** badań genetycznych. Zalecane jest gromadzenie takich materiałów jak:

– oryginalne tkanki,

– ekstrakty DNA/RNA,

– produkty PCR,

– produkty reakcji sekwencjonowania.

W opracowaniach przedstawionych przez „Body of Directors Collection" znalazły się również zalecenia dotyczące **transportu materiałów genetycznych**. Kluczowe wytyczne obejmują:

1. Rejestrowanie przesyłek, np. za pomocą usług kurierskich.

2. Transport lotniczy, który wymaga przestrzegania przepisów dotyczących produktów niebezpiecznych, takich jak:

- regulacje IATA (International Air Transport Association) związane z użyciem suchego lodu, etanolu czy ciekłego azotu,

[6] Karty FTA (Flinders Technology Associates) to papier celulozowy na bazie bawełny, zawierający substancje chemiczne, które rozrywają komórki, denaturują białka i chronią DNA.

- przepisy CITES[7] w przypadku obrotu materiałami pochodzącymi od gatunków chronionych,

- inne krajowe i międzynarodowe regulacje prawne.

3. Certyfikaty i **szkolenia dla pracowników przygotowujących przesyłki**, które obejmują znajomość zasad pakowania oraz oznaczania przesyłek.

Deklaracje wartości przesyłek, które w dokumentach kurierskich powinny zawierać formułę „of no commercial value" lub symboliczne wartości, o ile materiał nie pochodzi od instytucji komercyjnej.

Ważnym czynnikiem ograniczającym wprowadzanie wszystkich zaleceń (w praktyce funkcjonowania kolekcji przyrodniczych chyba najistotniejszym) są koszty pobierania próbek i przesłania materiałów. **Ponoszenie kosztów przez badaczy** (instytucje) korzystających z materiałów muzealnych jest jedynym realnym wyjściem z sytuacji, która może przynieść całkowite zablokowanie dostępu do tych materiałów.

W ramach prac „Body of Directors Collection" szczególną uwagę poświęcono zagadnieniom związanym z regulacjami prawnymi dotyczącymi **zachowania tajemnicy** przez instytucję macierzystą (właściciela okazów), która nie może udostępniać informacji na temat wyników (np. Sekwencji DNA) oraz protokołów i procedur do czasu ich oficjalnej publikacji. Ustalenia dotyczące terminu publikacji oraz limitu czasu na zachowanie tajemnicy powinny być uzgodnione w formie pisemnej. Jako przykłady regulacji ogólnych podano prawo Unii Europejskiej oraz takie akty jak „Data Protection Act"[8] z 1998 roku, „Freedom of Information Act"[9] z 2000 roku, czy też konieczność uwzględniania prawodawstwa kraju instytucji wypożyczającej materiały.

Dokumentacja związana z wypożyczeniem, przechowywaniem i wykorzystaniem informacji genetycznej powinna zawierać cztery bloki danych dotyczące:

– informacji o gatunku – rodzaj, gatunek, podgatunek, rasa, odmiana, szczep,

[7] CITES – Konwencja o międzynarodowym handlu dzikimi zwierzętami i roślinami gatunków zagrożonych wyginięciem, zwana także konwencją waszyngtońską została sporządzona w Waszyngtonie 3 marca 1973 roku https://www.gov.pl/web/klimat/konwencja–waszyngtonska–cites.

[8] Data Protection Act 1998 (c. 29) (DPA) był ustawą parlamentu Zjednoczonego Królestwa, mającą na celu ochronę danych osobowych przechowywanych na komputerach lub w zorganizowanym systemie papierowych akt. Ustanowił przepisy dyrektywy Unii Europejskiej (UE) o ochronie danych z 1995 r. w sprawie ochrony, przetwarzania i przepływu danych, https://www.legislation.gov.uk/ukpga/1998/29/contents.

[9] Ustawa o dostępie do informacji publicznej (FOIA), to federalna ustawa Stanów Zjednoczonych o dostępie do informacji publicznej, która wymaga całkowitego lub częściowego ujawnienia na żądanie wcześniej nieujawnionych lub nieobiegowych informacji i dokumentów podlegających kontroli rządu USA, https://en.wikipedia.org/wiki/Freedom_of_Information_Act_(United_States).

kod klasyfikacji Międzynarodowej Unii Ochrony Przyrody IUCN[10], nazwa zwyczajowa polska, nazwa zwyczajowa angielska, identyfikatory NCBI[11] i LSID[12].

– informacji o okazie – instytucja, kod kolekcji, data zebrania, kraj, terytorium, miejsce zebrania: długość geograficzna, szerokość geograficzna, wysokość nad poziomem morza, głębokość, osoba, która zebrała okaz, notatki osoby zbierającej, e–mail osoby zbierającej okaz, osoba, która oznaczyła okaz, e–mail osoby, która oznaczyła okaz, sposób przechowywania, numer w kolekcji, płeć, stadium rozwoju,

– informacji o izolacji DNA – rodzaj próbki, tkanka, miejsce przechowywania, metoda izolacji DNA, zestaw odczynników (reagent kit), stężenie (DNA concentration, mg/ml), współczynnik 260/280 (260/280 ratio), stopień degradacji, sposób przechowywania, liczba alikwotów, zespół przeprowadzający izolacje, dostarczyciel (provider), data dodania, zablokowano do dnia,

– informacji o sekwencji DNA – DNA region, długość, sekwencja, lista starterów, opis listy starterów, profil PCR.

Niezależnie od typu placówki przechowującej materiały do badań genetycznych spełnia ona zadania tradycyjnie przypisane muzeom, takie jak:

– pozyskiwanie materiałów,

– ich gromadzenie,

– zabezpieczanie dla potrzeb aktualnych i przyszłych badań,

– udostępnianie okazów i informacji o nich.

Kilkanaście lat temu projekt SYNTHESYS[13] koordynowany przez konsorcjum CETAF[14] zrzeszające instytucje europejskie mające największe zbiory przyrodnicze miał na celu przekonanie naukowców wszystkich dziedzin i specjalności

[10] Międzynarodowa Unia Ochrony Przyrody (International Union for Conservation of Nature, IUCN), https://iucn.org/, jest to międzynarodowa organizacja zajmująca się ochroną przyrody założona w 1948 roku jako pierwsza światowa organizacja skupiona na problemach środowiska naturalnego. Jej siedziba mieści się w Gland w Szwajcarii, https://pl.wikipedia.org/wiki/Międzynarodowa_Unia_Ochrony_Przyrody.

[11] NCBI, National Center for Biotechnology Information, https://www.ncbi.nlm.nih.gov/; National Center for Biotechnology Information (w skrócie NCBI) jest częścią National Library of Medicine (NLM). NCBI przechowuje genetyczne sekwencje nukleotydowe (w bazie GenBank) oraz bazy artykułów biomedycznych (PubMed i PubMed Central), a także inne informacje dotyczące biotechnologii. Wszystkie te bazy danych są dostępne w sieci przez wyszukiwarkę Entrez, https://pl.wikipedia.org/wiki/National_Center_for_Biotechnology_Information.

[12] LSID, Life Science Identifiers, https://www.lsid.info/.

[13] Obecnie kontynuowany jako SYNTHESYS+ (Synthesis of Systematics Rresources), https://www.synthesys.info/, czyli projekt finansowany przez Komisję Europejską, tworzący zintegrowaną europejską infrastrukturę dla zbiorów historii naturalnej.

[14] Consortium of European Taxonomic Facilities (CETAF), https://cetaf.org/official–statement–from–cetaf/.

o **„korzyściach płynących z długoterminowego przechowywania materiałów służących do (lub będących obiektami) badań naukowych”**.

Osobnym problemem digitalizacji, w tym włączania do baz danych informacji genetycznych są procedury związane z utrzymywaniem przez instytucje muzealne i placówki badawcze np. Ogrody Botaniczne **żywych kolekcji** (kultur, roślin, nasion) w tym żywych kolekcji mikroorganizmów eukariotycznych takich jak grzyby, pierwotniaki czy glony. Specyficzne wymagania związane z ich przechowywaniem i opisem wynikają z istotnej roli, jaką odgrywają w nauce i przemyśle.

Kluczowe aspekty przechowywania i znaczenie żywych kolekcji:

1. Rola w badaniach nad bioróżnorodnością. Kolekcje żywych mikroorganizmów eukariotycznych są źródłem **różnorodności genetycznej**, która jest trudna do zrekonstruowania z innych zasobów. Ich obecność pozwala na badanie zmienności genetycznej i strukturalnej w obrębie grup mikroorganizmów eukariotycznych. Żywe kultury umożliwiają również badania ekologiczne, ewolucyjne i systematyczne, szczególnie w grupach organizmów, które mają istotne znaczenie dla ekosystemów wodnych, glebowych i atmosferycznych.

2. Znaczenie dla **biotechnologii i przemysłu**. Eukariotyczne mikroorganizmy, takie jak drożdże czy glony, są szeroko wykorzystywane w produkcji biotechnologicznej. Drożdże, na przykład, są kluczowe w przemyśle spożywczym, farmaceutycznym, a także w produkcji bioetanolu. Kolekcje te pozwalają na uzyskanie szczepów mikroorganizmów, które mogą być stosowane do bioremediacji, czyli oczyszczania środowiska z zanieczyszczeń, oraz do produkcji bioaktywnych substancji o właściwościach terapeutycznych.

3. Zabezpieczenie cennych szczepów dla przyszłych badań. Przechowywanie żywych kultur mikroorganizmów eukariotycznych w specjalistycznych kolekcjach pozwala na ich zachowanie przez długi czas w kontrolowanych warunkach. Dzięki temu dostęp do **różnych szczepów** jest możliwy dla przyszłych pokoleń badaczy. Kolekcje te pełnią rolę swoistych **banków genów**, gdzie każdy szczep jest odpowiednio opisany i scharakteryzowany pod kątem właściwości biologicznych, fizjologicznych i genetycznych.

4. Adaptacje do różnych warunków środowiskowych. Wiele mikroorganizmów eukariotycznych cechuje się zdolnością adaptacji do ekstremalnych warunków środowiskowych, takich jak wysokie zasolenie, niskie temperatury czy wysoki poziom promieniowania UV. Badania nad ich przystosowaniami mogą prowadzić do odkrycia nowych enzymów czy innych cząsteczek o potencjalnych zastosowaniach. Kolekcje mikroorganizmów z takich ekstremalnych środowisk mogą dostarczyć materiału do badań nad **ekstremofilami** i ich unikalnymi szlakami metabolicznymi.

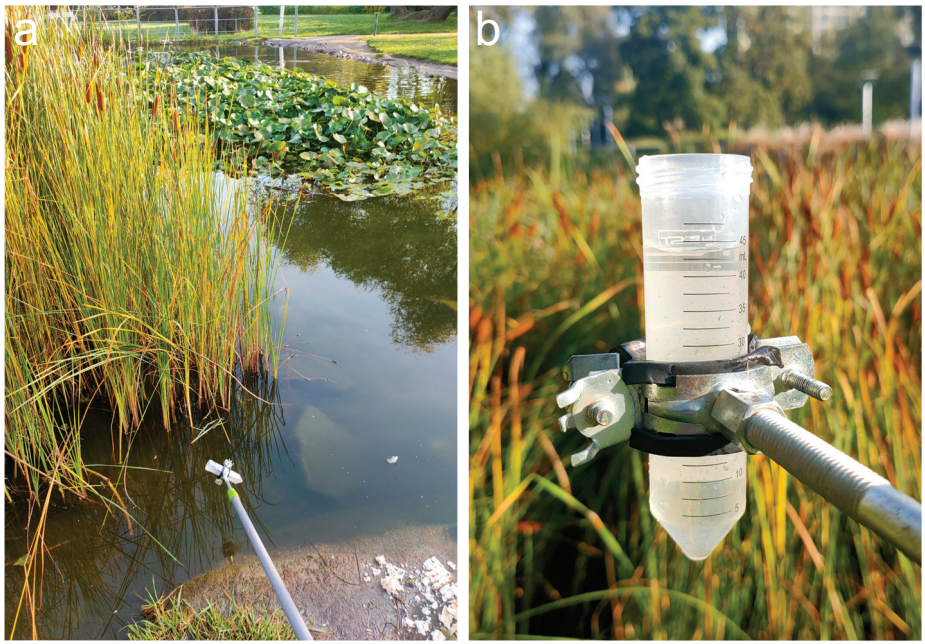
5. Badania nad **chorobotwórczością i biokontrolą**. Niektóre mikroorganizmy eukariotyczne, jak grzyby czy pierwotniaki, mogą być patogenami roślin, zwierząt lub ludzi. Kolekcje umożliwiają badania nad ich cyklem życiowym, mechanizmami patogenności oraz nad sposobami kontroli infekcji. Mikroorganizmy eukariotyczne wykorzystywane są także w biokontroli – np. grzyby pasożytnicze mogą być używane do zwalczania szkodników w rolnictwie. Przechowywanie żywych kultur umożliwia testowanie ich skuteczności w warunkach laboratoryjnych i terenowych.

Świetnym przykładem takiego typu zbioru przyrodniczego jest gromadzona i badana od lat 60-tych XX w., żywa kolekcja orzęsków z rodzaju ***Paramecium*** zdeponowana w **Instytucie Systematyki i Ewolucji Zwierząt PAN**. To jedyna w Polsce i jedna z niewielu oraz jednak z największych na świecie kolekcja to ponad 2700 żywych szczepów *Paramecium* pochodzących z wszystkich kontynentów (z wyjątkiem Antarktydy), należących do gatunków m in. *P. aurelia, P. bursaria, P. caudatum, P. jenningsi, P. multimicronucleatum, P. polycaryum*. Pantofelki (Paramecia), widoczne gołym okiem dzięki swoim rozmiarom (długość 50–300 µm, w zależności od gatunku)[15], to wolno żyjące, drapieżne orzęski, głównie słodkowodne[16]. Przedstawiciele rodzaju *Paramecium* są **organizmami modelowymi** w wielu obszarach nauk biologicznych i medycznych[17]. Zatem kolekcja *Paramecium*, zdeponowana w ISEZ PAN, stanowi rodzaj rezerwuaru materiału referencyjnego (banku genów) do wielu badań m in. z zakresu genetyki, systematyki, biologii populacyjnej oraz biogeografii realizowanych w ramach projektów krajowych i programów międzynarodowych. Może także być wykorzystywana w przyszłości w badaniach biomedycznych. Kolekcja spełnia również rolę dydaktyczną, ponieważ kultury *Paramecium* są wykorzystywane w **zajęciach edukacyjnych** prowadzonych m.in. na terenie ISEZ PAN i na uczelniach. *Paramecium* to rodzaj orzęsków, który został szczegółowo zbadany w ramach badań

[15] S.I. Fokin, 2010/2011, *Paramecium genus: biodiversity, some morphological features and the key to the main morphospecies discrimination*, „Protistology" 6, s. 227–235.

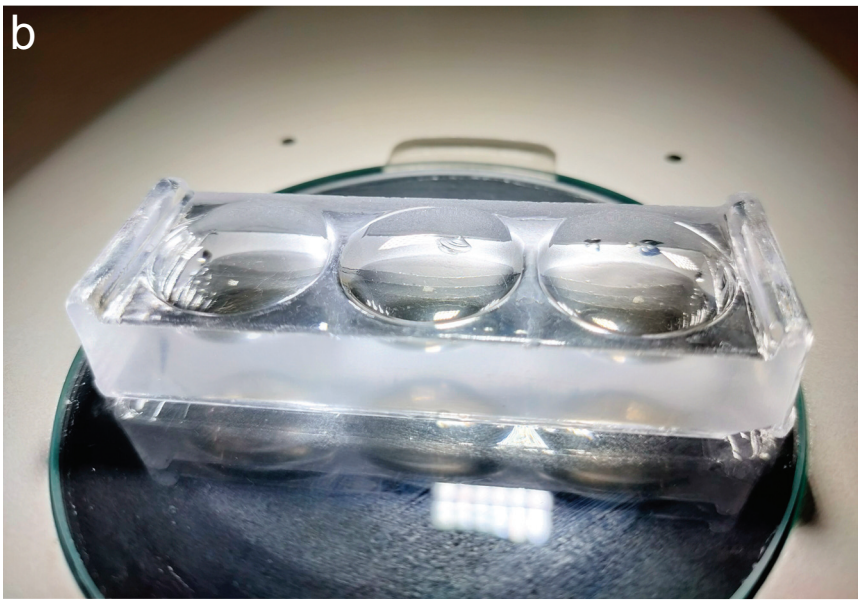
[16] R. Brette, 2021, *Integrative neuroscience of Paramecium, a "swimming neuron"*, „ENEURO" e0018–21.2021. DOI: https://doi.org/10.1523/ENEURO.0018–21.2021.
S.I. Fokin, 2010/2011, *Paramecium genus: biodiversity, some morphological features and the key to the main morphospecies discrimination*, „Protistology" 6, s. 227–235.

[17] J. van Houten, 2023, *A Review for the Special Issue on Paramecium as a Modern Model Organism*, „Microorganisms" 11, s. 937. DOI: https://doi.org/10.3390/microorganisms11040937.
M. Weimer, P. Vďačný, M. Wolf, 2023, *Paramecium: RNA sequence–structure phylogenetics*, „International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology" 73,
DOI: 10.1099/ijsem.0.005744.



Ryc. 2a, b. Zbiór próbek wody, staw w Parku Zaczarowanej Dorożki w Krakowie (Fot. S. Tarcz).

Ryc. 3. Próbki wody po dodaniu pożywki (Fot. S. Tarcz).



Ryc. 4a, b. Przegląd próbek, mikroskop Nikon SMZ800 (Fot. S. Tarcz).

systematycznych[18], co jest istotne dla identyfikacji i dopasowania danych molekularnych uzyskanych podczas aktualnie prowadzonych badań taksonomiczno-biogeograficznych, ale także przyszłych analiz **DNA środowiskowego** (eDNA).

Izolacja komórek *Paramecium* z zebranych lub przesłanych próbek wody wymaga sprzętu optycznego (np. mikroskopy Nikon SMZ800, Nikon Eclipse E–400 z kamerą cyfrową Nikon DS–Fi2), który służy także do identyfikacji gatunkowej w oparciu o cechy morfologiczne (kształt i wielkość komórki, budowa aparatu jądrowego, obecność endosymbiontów). W celu identyfikacji gatunkowej z każdego wyizolowanego z próbki wody osobnika przygotowuje się **kulturę klonalną** w medium zaszczepionym bakteriami (np. *Enterobacter aerogenes*) stanowiącymi pożywienie dla pantofelków – w optymalnych warunkach komórki *Paramecium* dzielą się 2–4 razy na dobę. Tak przygotowana i opisana (numer w kolekcji, lokalizacja miejsca zbioru, a po oznaczeniu również nazwa gatunkowa) kultura komórkowa znajdująca się w szklanej probówce (najczęściej w ilości od 3 do 6 kopii) jest **podstawowym elementem kolekcji *Paramecium*** w ISEZ PAN.

W przypadku **gatunków kryptycznych** u *Paramecium* przynależność gatunkową można określić w oparciu o czasochłonne krzyżówki genetyczne (szczep badany x standard danego gatunku kryptycznego), które w ostatnich latach zostały praktycznie całkowicie zastąpione przez identyfikację za pomocą kodu kreskowego DNA (DNA barcode) – metody opisanej po raz pierwszy w literaturze naukowej ponad dwie dekady temu[19]. W przypadku rodzaju *Paramecium* jak i innych orzęsków, do identyfikacji gatunkowej testowano wiele różnych fragmentów DNA mitochondrialnego jak i jądrowego, jednak aktualnie najczęściej wykorzystuje się fragmenty rDNA, w tym zmienny region V4 oraz fragment

[18] S.I. Fokin, 2010/2011, *Paramecium genus: biodiversity, some morphological features and the key to the main morphospecies discrimination*, „Protistology" 6, s. 227–235.
S. Krenek, T.U. Berendonk, S.I. Fokin, 2015, *New Paramecium (Ciliophora, Oligohymenophorea) congeners shape our view on its biodiversity*, „Organisms Diversity & Evolution" 15, s. 215–233. DOI: https://doi.org/10.1007/s13127-015-0207-9.
H. Long i in., 2023, *Paramecium Genetics, Genomics, and Evolution*, „Annual Review of Genetics" 57, s. 391–410. DOI: 10.1146/annurev-genet-071819-104035.
V. Serra i in., 2022, *Phylogeny of Neobursaridium reshapes the systematics of Paramecium (Oligohymenophorea, Ciliophora)*, „Zoologica Scripta" 51, s. 478–481. DOI: https://doi.org/10.1111/zsc.12529.
[19] P.D. Hebert i in., 2003, *Biological identifications through DNA barcodes*, „Proceedings of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences" 270, s. 313–321. DOI: https://doi.org/10.1098/rspb.2002.2218.

Ryc. 5a, b. Kolekcja *Paramecium* w szafach termostatycznych Friocell 707, Instytut Systematyki i Ewolucji PAN (Fot. S. Tarcz).

mitochondrialnego genu COI[20]. Ostatnie badania wykazały, że stosowany powszechnie w **metabarkodingu** mikroorganizmów zmienny region V4 małej podjednostki rDNA, jest zbyt konserwatywny, aby dokładnie ocenić bioróżnorodność wśród blisko spokrewnionych taksonów[21], a rozwiązaniem jest zastosowanie identyfikacji w oparciu o fragment genu COI, co z powodzeniem przetestowano w przypadku gatunków kryptycznych u *Paramecium*[22].

Proces **digitalizacji** żywej kolekcji *Paramecium* polega na **uzyskaniu sekwencji kodu kreskowego DNA** z każdego szczepu (kultury komórkowej), który reprezentuje konkretną populację zasiedlającą dany ekosystem lub daną lokalizację.

Przechowywanie kolekcji *Paramecium* wymaga zastosowania specjalistycznych metod, które zapewnią żywotność i stabilność genetyczną kultur przez dłuższy czas. **Najstarsze szczepy** są utrzymywane od początku lat 60 XX w. Ważnym aspektem jest także zabezpieczenie kultur przed zanieczyszczeniami oraz zapewnienie odpowiednich warunków przechowywania, takich jak stała temperatura (około 18°C) i wilgotność powietrza. W ISEZ PAN kolekcja *Paramecium* przechowywana jest klimatyzowanym pomieszczeniu, bez dostępu światła słonecznego w profesjonalnych szafach termostatycznych (Friocell 707 i Friocell 111). Każdy szczep wymaga okresowego uzupełniania pożywki (średnio raz na 2–3 miesiące), a w niektórych przypadkach, gdy żywotność szczepu spada – odnowienia przez autogamię tj. samozapłodnienie (jeden z mechanizmów rozmnażania orzęsków z rodzaju *Paramecium*). Do przygotowania danego szczepu na potrzeby izolacji DNA lub przeprowadzenia krzyżówek genetyczncznych używane są cieplarki Incucell 111 i Incucell 222, utrzymujące stałą temperaturę w zakresie 24–27°C oraz cieplarka służąca dojrzewaniu w 32°C pożywki sałatowej zaszczepionej bakteriami *Enterobacter areogenes*. Kolekcja korzysta również z zaawansowanego sprzętu

[20] M.C. Strüder-Kypke, D.H. Lynn, 2010, *Comparative analysis of the mitochondrial cytochrome c oxidase subunit I (COI) gene in ciliates (Alveolata, Ciliophora) and evaluation of its suitability as a biodiversity marker*, „Systematics and Biodiversity" 8, s. 131–148. DOI: https://doi.org/10.1080/14772000903507744.
J. Pawlowski i in., 2012, *CBOL protist working group: barcoding eukaryotic richness beyond the animal, plant, and fungal kingdoms*, „PLoS Biology" 10, e1001419. DOI: https://doi.org/10.1371/journal.pbio.1001419.

[21] Z. Zhan, J. Li, K. Xu, 2019, *Ciliate Environmental Diversity Can Be Underestimated by the V4 Region of SSU rDNA: Insights from Species Delimitation and Multilocus Phylogeny of Pseudokeronopsis (Protist, Ciliophora)*, „Microorganisms" 7, s. 493. DOI: https://doi.org/10.3390/microorganisms7110493.

[22] E. Przyboś, S. Tarcz, 2019, *Global molecular variation of Paramecium jenningsi complex (Ciliophora, Protista): a starting point for further, detailed biogeography surveys*, „Systematics and Biodiversity" 17, s. 527–539.

wspierającego, w tym: sterylizator parowy pionowy typ ASVE (autoklaw), profesjonalną zmywarkę do szkła Miele oraz suszarkę do sterylizacji szkła Ecocell 222. Obsługę tych urządzeń oraz opiekę nad kolekcją *Paramecium* sprawuje pracownik techniczny ISEZ PAN. Dzięki utrzymaniu kolekcji *Paramecium* w dobrej kondycji możliwa jest stała **współpraca z innymi ośrodkami naukowymi**, w tym wymiana szczepów i udostępnianie materiału genetycznego badaczom na całym świecie.

Podsumowując, kolekcje żywych mikroorganizmów eukariotycznych stanowią nieocenione źródło wiedzy i materiału biologicznego, który może potencjalnie być wsparciem nie tylko dla rozwoju nauki, ale także dla przemysłu. **Długoterminowe przechowywanie** oraz odpowiednia dokumentacja takich kolekcji, m.in. poprzez oznaczenie za pomocą techniki barcoding DNA, są kluczowe dla przyszłych badań, innowacji biotechnologicznych oraz ochrony zasobów biologicznych.

Dariusz Iwan ORCID 0000–0003–0146–7916
Muzeum i Instytut Zoologii Polskiej Akademii Nauk

Sebastian Tarcz ORCID 0000–0001–7821–0372
Instytut Systematyki i Ewolucji Zwierząt Polskiej Akademii Nauk

Ewidencja, inwentaryzacja i katalogowanie zbiorów zoologicznych

Rafał Garlacz

Słowa kluczowe: wyniki digitalizacji, gromadzenie danych, udostępnianie informacji, elektroniczne systemy bazodanowe, automatyzacja pracy, ochrona zbiorów przyrodniczych

Ewidencja zbiorów w muzeach lub kolekcjach to proces systematycznego rejestrowania, opisywania i katalogowania wszystkich obiektów, które są częścią kolekcji. Celem tej procedury jest stworzenie dokładnej, szczegółowej i aktualnej dokumentacji dotyczącej poszczególnych eksponatów. Proces ten może być prowadzony zarówno w formie papierowej, jak i elektronicznej, chociaż w dobie łatwo dostępnych technologii cyfrowych trudno wyobrazić sobie skuteczny i wydajny rejestr prowadzony w formie papierowej. Celem skrupulatnie prowadzonej ewidencji jest ochrona zbiorów - inwentaryzacja pomaga w identyfikacji, monitorowaniu i ochronie obiektów, szczególnie tych zagrożonych uszkodzeniami, kradzieżą lub zagubieniem. Niezwykle ważnym aspektem jest **ewidencja prawna i księgowa** - każdy obiekt stanowi pewną wartość, a jego obecność w zbiorach musi być odnotowana z punktu widzenia przepisów prawa oraz często księgowości[1]. Dzięki poprawnie prowadzonym inwentarzom łatwiejsze staje się planowanie konserwacji i renowacji eksponatów dzięki zgromadzonym informacjom o stanie technicznym obiektów. Dane ewidencyjne są niezbędne przy organizacji wystaw, a także przy wypożyczaniu eksponatów do innych instytucji. W przypadku zbiorów zoologicznych (podobnie jak wszystkich innych grup obiektów naturalnych) ewidencja kolekcji pozwala gromadzić i zarządzać dokumentacją i informacją naukową. Opisy i rejestracja zbiorów umożliwiają naukowcom, badaczom i pracownikom innych jednostek prowadzenie analiz i badań nad historią, pochodzeniem i ponad wszystko znaczeniem obiektów w odkrywaniu historii naturalnej

[1] Ustawa o rachunkowości, „Dziennik Ustaw" 2019, poz. 351, z późn. zm.

świata. Udostępnienie zbiorów szerszej publiczności, przede wszystkim społeczności badaczy i naukowców, w formie baz danych, katalogów, wystaw online oraz kwerend możliwe jest w zasadzie wyłącznie w przypadku dobrze prowadzonej i rozbudowanej ewidencji zasobów. Katalogowanie obiektów w kolekcji to proces zarządzania informacją i jednocześnie ciągle powiększany i uzupełniany zasób, którego funkcjonalność i przydatność doceniana jest najbardziej w jednostkach, które zainwestowały w dobrej jakości system gromadzenia tych informacji.

Wyzwania wynikające ze specyfiki zbiorów. Prowadzenie skutecznej ewidencji zbiorów to wymagające i niezwykle czasochłonne zadanie. Zdecydowana większość prac musi zostać wykonana przez osobę, która sprawnie porusza się w materii danej kolekcji i jednocześnie posiada wystarczające umiejętności techniczne. Dobrze działający system do katalogowania zbiorów oraz jasno sformułowane i wdrożone zasady nie tylko ewidencjonowania ale również gromadzenia, są podstawą efektywnego działania.

Wolumen i charakter zbiorów. Według bardzo szacunkowych danych w zasobach polskich kolekcji naturalnych znajduje się co najmniej 35 milionów okazów. Wolumen zbiorów naturalnych wielokrotnie przewyższa każdy inny typ gromadzonych obiektów (może za wyjątkiem zasobów bibliotecznych). Stopień opracowania tych kolekcji bywa bardzo różny. Często są to materiały masowe oczekujące na wstępną preparację, sortowanie, identyfikację, a wykonanie tych prac jest warunkiem progowym do włączenia tych materiałów do kolekcji głównych lub referencyjnych. W wielu przypadkach są to zbiory historyczne, stare, wymagające konserwacji, zanim jakikolwiek proces ewidencji będzie mógł być rozpoczęty. Należy pamiętać, że obiekty naturalne są wyjątkowo nietrwałe i często w kolekcjach pozostają wyłącznie szczątki właściwych okazów, co stwarza problemy w ich właściwym uporządkowaniu. Ponadto, wiele okazów w przeszłości było wpisanych do papierowych ksiąg, które często zaginęły, uległy zniszczeniu lub sposób oznaczenia na okazie nie pozwala na prawidłowe połączenie takiego obiektu z odpowiednim wpisem. Nagromadzenie tak wielu czynników połączone z zasobnością kolekcji, często jest wystarczającym hamulcem do podjęcia rzetelnej ewidencji takich zbiorów.

Różnorodność kolekcji. W polskich kolekcjach znajdziemy niemal każdy typ naturaliów: zwierzęta, rośliny, grzyby, skamieniałości, minerały, okazy geologiczne, szczątki ludzkie oraz obiekty pochodzące od tych wskazanych wyżej w postaci przedmiotów użytkowych, ozdobnych, dzieł sztuki, pamiątek, itp. Każda grupa naturaliów wymaga innych warunków konserwacji, innego sposobu przechowywania i zabezpieczania, a co za tym idzie także innego zestawu metadanych, które powinny zostać zgromadzone, tak aby właściwie go opisać i przekazać

najistotniejsze i najważniejsze jego cechy kolejnym pokoleniom. W zdecydowanie lepszej sytuacji czy pozycji wyjściowej do podjęcia prac ewidencyjnych są instytucje posiadające tylko kilka typów zbiorów w postaci specjalistycznych kolekcji. Rozbudowane jednostki bądź kolekcje, w których ta różnorodność jest duża mają przed sobą zdecydowanie trudniejsze zadanie. Zwykle dużą pomocą w organizacji pracy jednostki w tym zakresie jest stworzenie realnego planu prowadzenia prac ewidencyjnych, wyodrębnienie kolekcji priorytetowych, wstępne oszacowanie liczby okazów, ustalenie harmonogramu prac obejmującego liczbę okazów w przeliczeniu na standardową miarę (osobę, liczbę roboczogodzin). Pozwala to na określenie przybliżonego czasu na przeprowadzenie procesu do końca. Jeśli uzyskany wynik będzie krótszy niż 20 lat, należy uznać to za ogromny sukces jednostki. Wolumen zbiorów oraz ogrom prac nie powinny stanowić czynnika hamującego, najgorszym rozwiązaniem jest stwierdzenie, że spodziewany nakład pracy i wyzwanie jest tak duże, że nie warto go w ogóle podejmować.

Kolekcje ekspozycyjne a zbiory naukowe. Charakter zbiorów naturalnych w dużej mierze zależy od tego w jakim typie jednostki są one gromadzone. Podział na zbiory ekspozycyjne i naukowe jest czysto umowny, w dużej mierze ma znaczenie praktyczne, a co najważniejsze jeden nie wyklucza drugiego. W praktyce najczęściej jest jednak tak, że z całości kolekcji pewna pula okazów traktowana jest inaczej, ma inne przeznaczenie i inną wartość. Inny jest też nacisk i odmiennie układają się akcenty na procedury ewidencyjne towarzyszące takim okazom. Często podział taki dokonywany jest intuicyjnie, zwłaszcza przez doświadczonych pracowników.

Muzea utrzymywane zgodnie z właściwą sobie ustawą organizującą ich działanie[2], o ile nie posiadają wydzielonego działu przyrodniczego, zwykle gromadzą okazy naturalne mające powiązania z szeroko pojętą kulturą, będące pamiątkami w postaci kolekcji dokumentujących tradycję łowiecką czy myśliwską, życie ludzi w różny sposób zależnych od środowiska naturalnego, naturalne obiekty przyrodnicze charakterystyczne dla regionu geograficznego lub społeczności lokalnych, itp. Dla tych jednostek okazy takie mają głównie charakter ekspozycyjny, często sentymentalny, liczy się ich wygląd, atrakcyjność, często nie posiadają one żadnych informacji ważnych z naukowego punktu widzenia, natomiast niosą ze sobą ogromny **ładunek historyczny i kulturowy**. Ewidencja takich obiektów będzie zupełnie inna niż okazów **o charakterze naukowym**. Oczywiście jeśli w jednostce muzealnej istnieje oddzielny dział zbiorów przyrodniczych, wówczas zapewne sporą część jego zasobów będą stanowiły okazy o charakterze czysto naukowym, zebrane w ramach prac związanych z badaniami terenowymi, projektami

[2] Ustawa o muzeach, „Dziennik Ustaw" 2020, poz. 902.

badawczymi czy zbiory przejęte w postaci darowizn lub spuścizn po amatorach posiadających tematyczne kolekcje prowadzone w sposób naukowy. Ewidencja tych zasobów w sposób spełniający wytyczne dla muzeów oraz potrzeby kolekcji naukowych jest zadaniem znacznie bardziej skomplikowanym i wymagającym. Niestety wytyczne w postaci zarządzeń wykonawczych do ustawy o muzeach[3] niemal w żaden sposób nie określają tych zasad, często wręcz uniemożliwiają przeprowadzenie tego procesu w sposób klarowny i przejrzysty. Kuratorzy takich kolekcji muszą dokonywać wielu pozornych czynności administracyjnych aby spełnić wymogi formalne, żadną miarą nie przystające do posiadanych zasobów i ich charakteru. Czy ta sytuacja może ulec zmianie? Na pewno powinna, natomiast praktyka pokazuje, że droga do tego celu jest daleka a rozwiązania będą wymagały zmiany wielu aktów prawnych oraz przyzwyczajeń muzealników. Należy jednak bezwzględnie dążyć do ich wypracowania, tak aby ta kategoria zbiorów doczekała się **odpowiednich uniwersalnych regulacji**.

Zdecydowana większość zasobów naturalnych gromadzona jest w kolekcjach zależnych od uniwersytetów i innych szkół wyższych, instytutów naukowych oraz instytucji branżowych, np. leśnictw, parków i innych instytucji ochrony przyrody. Kolekcje uniwersyteckie to w przeważającej większości zbiory o charakterze naukowym, kolekcje specjalistyczne wybranych grup organizmów, często powstające jako dorobek życiowy naukowca związanego zawodowo z daną jednostką, kolekcje zawierające opisowe okazy typowe, materiał porównawczy reprezentowany przez długie serie okazów, obiekty z obszerną informacją dokumentującą historię prowadzonych badań, a także preparaty i wyniki analiz prowadzone w oparciu o posiadany materiał. Odpowiednie zabezpieczenie takiej ilości informacji jest sporym wyzwaniem podczas ewidencji. Jej pominięcie to ograniczenie się jedynie do czynności administracyjnych związanych z zarejestrowaniem okazu w katalogu obiektów, to całkowita deprecjacja znaczenia i wartości takich okazów. Stąd odpowiedni system do katalogowania zbiorów powinien zawierać rozbudowany moduł gromadzenia informacji wytworzonej w czasie badań i istotnej z punktu widzenia naukowego, przy jednoczesnym zachowaniu wszystkich norm ewidencyjnych.

Instrukcje i regulaminy zbiorów. Proces ewidencji i gromadzenia informacji o okazach jest czasochłonny i wymagający powtarzalności. Niezwykle ważną i istotną jego cechą jest stosowanie odpowiednich schematów i reguł w celu utrzymania spójności danych. Dlatego każda jednostka, niezależnie od wielkości kolekcji, powinna mieć opracowane i przede wszystkim wdrożone i używane

[3] Rozporządzenia Ministra Kultury z dnia 30 sierpnia 2004 r. w sprawie zakresu, form i sposobu ewidencjonowania zabytków w muzeach (Dziennik Ustaw z 2004 r. Nr 202, poz. 2073).

regulaminy oraz instrukcje postępowania[4]. W przypadku muzeów posiadanie regulaminu zbiorów jest wymogiem wynikającym z odpowiednich aktów ministerialnych[5]. Jednak w praktyce wiele regulaminów jest przestarzałych, nieaktualizowanych lub stworzonych jedynie dla spełnienia wymogów administracyjnych. W efekcie są one nieużywane, a większość pracowników nie zdaje sobie sprawy z ich istnienia. To poważny problem, który wymaga zmiany podejścia. Dobry regulamin powinien być praktyczny i dostosowany do specyfiki jednostki, stanowiąc fundament efektywnej organizacji.

Regulamin to dopiero początek. Kolejnym krokiem jest stworzenie szczegółowych instrukcji postępowania. Powinny one dotyczyć każdej czynności wykonywanej w procesie ewidencji i gromadzenia danych. Bez względu na to w jakiej formie w jednostce prowadzona jest ewidencja, instrukcje muszą zawierać wytyczne dla każdego prowadzącego taką działalność i precyzować sposób i miejsca wprowadzania konkretnych informacji, a zwłaszcza jej formatu, stosowanych skrótów, sposobu zapisu daty, imion i nazwisk, koordynatów GPS, tytułów, adresów, funkcji, transkrypcji znaków niewystępujących w polskim alfabecie, dokładności i szczegółowości danych i wielu innych wynikających ze specyfiki jednostki i kolekcji. Brak dobrej instrukcji i nieskoordynowane działania pracowników dają o sobie znać w momencie potrzeby odfiltrowania danych, przeprowadzenia kwerendy czy migracji danych do innego systemu. Istotnym aspektem jest świadomość pracowników co do celu gromadzenia informacji i znajomość procedur obowiązujących w danej jednostce. Każdy pracownik powinien rozumieć, jakie zadania wykonują inni użytkownicy systemu, aby unikać niepotrzebnych błędów i redundancji. Ścisła współpraca i jasna komunikacja wewnętrzna są kluczowe dla utrzymania jakości danych. Instrukcje powinny być efektem pracy zespołu i wynikać ze znajomości kolekcji, podstaw biologii, jej specyfiki i wymogów ewidencyjnych. Zasady narzucone odgórnie, nieprzedyskutowane i niepraktyczne prowadzą do chaosu organizacyjnego, który uwidacznia się podczas pracy czy migracji innych systemów.

Systemy ewidencyjne stosowane w kolekcjach. Zarządzanie kolekcjami, zwłaszcza dużymi zbiorami zoologicznymi, niesie ze sobą wiele wyzwań. Poszukiwanie informacji w **starych księgach inwentarzowych**, często pisanych odręcznym i trudnym do odczytania pismem, stanowi jedno z nich. Przepisy-

[4] Regulamin zarządzania majątkiem szczególnym Uniwersytetu Jagiellońskiego. [https://bip.uj.edu.pl/documents/1384597/146741841/zarz_146_2020.pdf (dostęp: 15.10.2024)]. Przykładowy regulamin zbiorów zatwierdzony w Centrum Edukacji Przyrodniczej UJ. [https://cep.uj.edu.pl/zbiory/regulamin–zbiorow (dostęp: 30.10.2024)].

[5] Ustawa o muzeach, „Dziennik Ustaw" 2020, poz. 902.

wanie takich rejestrów, szczególnie po reorganizacji, rewizji czy relokacji zbiorów, bywa źródłem licznych błędów W wielu jednostkach, odkąd komputer stał się dostępnym narzędziem pracy, zdołano przepisać wiele z takich starych inwentarzy dając początek ich elektronicznym wersjom. W kolekcjach zoologicznych **elektroniczne listy obiektów** z podstawowymi danymi najczęściej tworzone są albo w tekstowych tabelach **pakietu Word lub arkuszach kalkulacyjnych Excel**. Program ten ma jednak swoje **ograniczenia**:

- *Problemy z dużymi zbiorami danych*. Filtrowanie zbiorów zawierających ponad 10 000 wierszy bywa niemożliwe lub bardzo utrudnione, co znacząco ogranicza ich użyteczność w dużych kolekcjach.

- *Błędy wynikające z automatyzacji*. Funkcje takie jak autouzupełnianie mogą prowadzić do niezamierzonych błędów w danych. Automatyczne sortowanie czy przesunięcia kolumn zdarzają się szczególnie przy większych zestawach danych.

- *Ograniczona nawigacja i widoczność metadanych*. Wprowadzenie licznych kolumn z metadanymi wymaga ciągłego przewijania arkusza lub jego podziału, co jest czasochłonne i męczące dla użytkownika.

- *Przeciążenie danych*. Praca na dużych macierzach często skutkuje niespójnym sortowaniem, przesunięciami kolumn czy wprowadzeniem niewłaściwych zakresów danych. Te problemy sprawiają, że narzędzie, które ma ułatwiać pracę, często staje się jej przeszkodą.

Arkusz kalkulacyjny jest lepszym narzędziem do opracowywania niewielkiego zakresu danych podczas badań naukowych niż do prowadzenia użytecznej ewidencji. W odpowiedzi na ograniczenia arkuszy kalkulacyjnych stosuje się rozwiązania polegające na podziale danych na mniejsze segmenty. Mogą to być oddzielne listy dla każdej kategorii zbiorów lub pliki z danymi podzielone według numerów inwentarzowych. Choć taka strategia rozwiązuje problem przeciążenia pojedynczego pliku, wymaga dokładnej znajomości struktury danych i stosowania odpowiedniego systemu uaktualniania, tworzenia kopii zapasowych i coraz to nowych wersji pliku.

Najprostsze **systemy bazodanowe** używane w muzeach są aplikacjami opartymi o tabele danych przypominające arkusz kalkulacyjny. Posiadają one jednak interfejs ułatwiający wprowadzanie informacji i zapewnia podstawowe mechanizmy kontroli, takie jak ciągłość numerów inwentarzowych. Przez wiele lat to właśnie takie aplikacje były utrzymywane i często nadal pełnią rolę podstawowych systemów ewidencyjnych, w wielu jednostkach. Były one również rozbudowywane o dodatkowe funkcje, modyfikowane lub personalizowane pod konkretne kategorie zbiorów, zwłaszcza jeśli w danej jednostce zatrudniany był informatyk, który potrafił dokonać takich zmian, a później czuwał nad właściwym funkcjonowa-

niem takiego systemu. Niestety, wiele kolekcji stanęło obecnie przed problemem braku odpowiednich specjalistów. W połączeniu z coraz większym stopniem skomplikowania kodu i przestarzałymi rozwiązaniami technologicznymi, niektóre systemy stają się praktycznie bezużyteczne. Odzyskanie danych zapisanych w takich systemach często graniczy z niemożliwością, co stanowi poważne zagrożenie dla integralności i dostępności dokumentacji kolekcji.

Oczekiwania wobec systemu inwentaryzacyjnego. Dobry system ewidencyjny to taki, w którego funkcjonowaniu można uwzględnić charakter jednostki i zbiorów, wymogi prawne regulowane przez właściwe ustawy, rozporządzenia oraz regulaminy wewnętrzne jednostki, jest intuicyjny w obsłudze, w zakresie powtarzalnych danych mocno zautomatyzowany, bezpieczny na każdym poziomie dostępu, posiada prosty, ale skuteczny moduł do przeszukiwania i sortowania danych oraz jest otwarty na komunikację z innymi systemami. Zebranie tych prostych wymogów wbrew pozorom nie jest takie łatwe. Co prawda, z odpowiednim nakładem środków, można zamówić sobie takie narzędzie do własnej jednostki, jednakże bardzo szybko okazuje się, że posiadanie unikalnego narzędzia może również nastręczać wielu trudności w jego obsłudze. Najlepszym zatem rozwiązaniem byłoby stworzenie systemu, który byłby rozwiązaniem konsensualnym, uwzględniającym doświadczenia różnych jednostek i integrował najlepsze praktyki stosowane w innych instytucjach. Takie podejście umożliwiłoby standaryzację procesów ewidencyjnych i ułatwiłoby wymianę danych między różnymi kolekcjami.

Zestaw metadanych. Podstawowym problemem w czasie prowadzenia ewidencji kolekcji jest zakres danych, które powinny być gromadzone[6]. Nazwa, podstawowy opis czy dane proweniencyjne wystarczają zwykle do wypełnienia podstawowych procedur administracyjnych. Jak pokazuje praktyka, dane opisujące obiekty artystyczne, historyczne czy w etnograficzne żadną miarą nie są wystarczające do wykonania zadowalającego opisu okazu zoologicznego. Niestety, brak jednoznacznych wytycznych ministerialnych w tej kwestii pozostawia instytucje samym sobie w opracowywaniu standardów ewidencji.

Dobrym rozwiązaniem jest skorzystanie z zestawu danych **Darwin Core**[7]. Jest to międzynarodowy standard, opracowany w celu ułatwienia wymiany danych o różnorodności biologicznej. Stanowi zbiór metadanych używanych do opisu danych biologicznych i ekologicznych, które pozwalają na ich łatwe wyszukiwanie, udostępnianie i integrację między różnymi bazami danych. Wspiera on m.in. bazę

[6] Rozporządzenie Ministra Kultury z dnia 30 sierpnia 2004 r. w sprawie zakresu, form i sposobu ewidencjonowania zabytków w muzeach, „Dziennik Ustaw" 2004, nr 202, poz. 2073.
[7] zob. Darwin Core, https://dwc.tdwg.org.

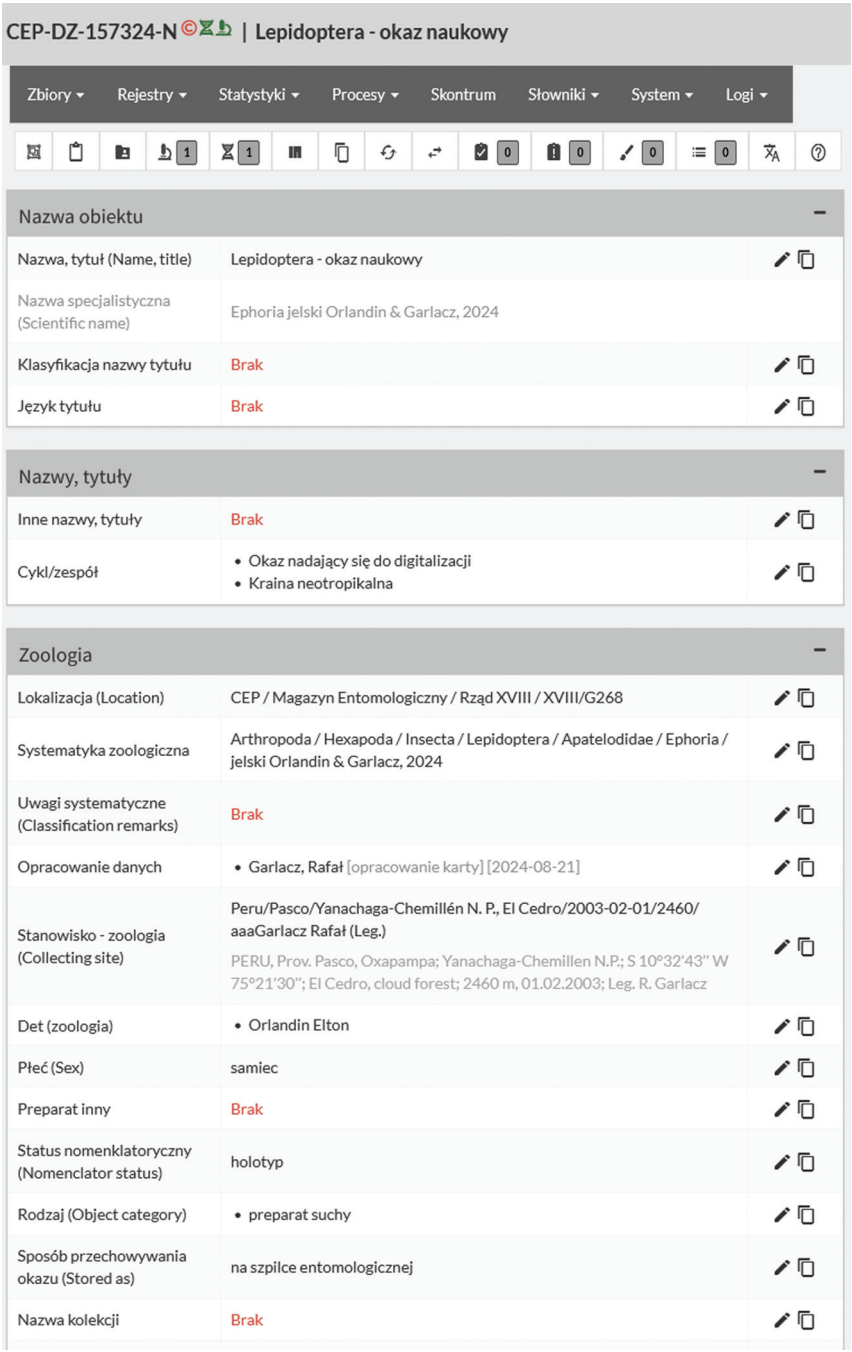
GBIF (Global Biodiversity Information Facility[8]), ułatwiając globalne udostępnianie i analizę informacji o gatunkach oraz ich rozmieszczeniu geograficznym. Zaletą tego systemu jest jego elastyczność umożliwiająca pełny opis wielu różnych typów zbiorów. Jest on również pomocny przy ewidencjonowaniu obserwacji terenowych. Stosowanie standardu Darwin Core upraszcza komunikację i wymianę danych na skalę globalną, przyczyniając się do lepszego zarządzania i zrozumienia bioróżnorodności. Praktyczne użycie tego zestawu w wielu jednostkach zostało mocno okrojone ze względu na jego stopień rozbudowania i szczegółowości oraz brak użytecznych narzędzi z przyjaznym interfejsem umożliwiającym szybkie wpisywanie danych. Czasami problemy pojawiają się również po stronie pracownika – przypisanie, zwłaszcza nieprecyzyjnych danych, do właściwej kategorii standardu nastręcza sporych problemów i wymaga znajomości geografii świata, a także wielu aspektów związanych z systematyką, jego nazewnictwem lub historią obiektu. Może to generować błędy, dlatego w dbałości o poprawność danych lepiej ograniczyć ich szczegółowość. Należy również mieć na względzie, że każdorazowa zmiana zakresu gromadzonych danych będzie wymagała uzupełnienia brakujących informacji dla okazów już objętych ewidencją. Rozpoczynając proces ewidencji należy szczegółowo przeanalizować możliwości i potrzeby prowadzenia takiej działalności. Większość danych z zestawu Darwin Core ma charakter naukowy i jest wykorzystywana do analiz i badań. Jeśli więc jednostka ma charakter naukowy, należy ustalić ze specjalistami z poszczególnych kategorii zbiorów jakie dane są najbardziej przydatne i niezbędne do pełnego opisu okazu (Ryc. 1).

Słowniki. Nowoczesne aplikacje czy systemy bazodanowe powinny w jak największym stopniu opierać się o dane wprowadzane na podstawie wewnętrznych słowników, a nie jak to było w wielu starszych systemach muzealnych, w oparciu o wypełniane każdorazowo pola tekstowe. Słowniki w systemach informatycznych to struktury danych lub bazy informacji, które przechowują definicje określonych pojęć, terminów, zmiennych lub kodów używanych w systemie. Ich głównym celem jest jednoznaczne opisanie elementów danych oraz zapewnienie spójności i zrozumiałości informacji, co jest kluczowe przy przetwarzaniu, integracji i wymianie danych między różnymi modułami aplikacji lub systemami gromadzenia danych. Głównymi funkcjami słowników są:

– standaryzacja danych – słowniki określają jednolite definicje i wartości, co pozwala na poprawną interpretację danych w całym systemie;

– łatwość interpretacji i spójność – słowniki opisują znaczenie pól i zmiennych (np. kodów krajów, jednostek miar, statusów), dzięki czemu użytkownicy i aplikacje mogą jednoznacznie zrozumieć, co oznaczają poszczególne dane;

[8] https://www.gbif.org.



Ryc. 1. Przykładowy fragment karty jednego z obiektów zoologicznych ze zbiorów Centrum Edukacji Przyrodniczej UJ (Fot. R. Garlacz).

– poprawa wydajności wyszukiwania i przetwarzania danych – dzięki temu, że dane są jednoznacznie zdefiniowane, systemy mogą szybciej przetwarzać informacje, a użytkownicy łatwiej mogą odnaleźć potrzebne dane;

– zapobieganie błędom i duplikacji – słowniki eliminują możliwość wprowadzenia niejednolitych danych lub wartości, co zapobiega ich duplikacji i zwiększa dokładność informacji.

W przypadku **danych zoologicznych** słowniki bezwzględnie powinny obsługiwać dane dotyczące zawartości etykiet stanowiskowych, np. nazwę kraju, jednostki administracyjnej, nazwy stanowiska, nazwisk osób zbierających lub oznaczających okaz. Ważnym jest również zakodowanie w słownikach danych dotyczących s**tatusu nomenklatorycznego okazu**, jego rodzaju, sposobu przechowywania, wymiarów, nazwy kolekcji rzeczywistej czy wirtualnej, tagów pozwalających na szybkie filtrowanie, słów kluczowych, wydarzeń, kwerend i wielu innych. Polem wypełnianym w czasie ewidencji jest również pozycja systematyczna, która jest **układem hierarchicznym**. Zakodowanie tej wartości w postaci słownika jest niezwykle trudne, jednak poprawnie skonstruowany słownik hierarchiczny pozwala na skupieniu się wyłącznie na nazwie rodzajowej i gatunkowej, przy jednoczesnym automatycznym uzupełnieniu pozostałych elementów (rodziny, rzędu, gromady, itp.). Często zmieniająca się pozycja systematyczna wielu gatunków może być również obsłużona z poziomu słownika, z pominięciem każdorazowej ingerencji w poszczególne karty okazów. Dobry system powinien również zawierać moduł do porządkowania haseł słownikowych. Pojawiające się błędy przy wprowadzaniu danych czasami wymagają edycji haseł, ich scalania lub usuwania bez utraty referencji przypisanych im okazów. Do poprawnego konstruowania i zarządzania słownikami potrzebne są jasne wytyczne i przykłady tworzenia haseł. Kodowanie wszystkich informacji w postaci długich, rozbudowanych haseł jest niepoprawne i w żaden sposób nie przyczyni się do usprawnienia pracy i wydajności systemu.

Funkcje hurtowe. Funkcje hurtowe stanowią istotne narzędzie w pracy z dużymi zbiorami danych w systemach ewidencyjnych, szczególnie w przypadku kolekcji zoologicznych. Umożliwiają one wykonywanie operacji na **dużych zbiorach danych** jednocześnie, co zwiększa efektywność i wydajność pracy. Ich głównym zadaniem jest wspieranie masowego przetwarzania danych i automatyzacja pracy. Dzięki funkcjom hurtowym dowolna wartość w systemie może zostać dodana, usunięta lub zamieniona, a pole z konkretną wartością może zostać wyczyszczone lub nadpisane. Stosowanie takich rozwiązań wymaga tworzenia w systemie zbiorów obiektów, w których będą wprowadzane zmiany, co jest bardzo użyteczną funkcją zwłaszcza przy tworzeniu raportów, pobieraniu danych dla zakresów

danych do zewnętrznych aplikacji (Word, Excel, Acrobat Reader). Należy również pamiętać o tym, że działanie na dużych zbiorach nie może być dostępne dla każdego użytkownika systemu, a jedynie dla osób wykwalifikowanych. Pomyłka, nawet nieumyślna, może skutkować wprowadzeniem błędnych informacji do wielu rekordów.

Szablony. Zbiory zoologiczne, zwłaszcza te dotyczące organizmów drobnych i licznie reprezentowanych w środowisku (np. owady), charakteryzują się tym, że gatunki reprezentowane są przez długie serie okazów posiadających te same dane, np. etykietę stanowiskową. Niezwykle cennym ułatwieniem pracy związanej z wprowadzaniem takich okazów do bazy jest możliwość uzupełnienia zawartości całego rekordu na podstawie zdefiniowanych szablonów. Ważne jest, aby etykieta, stanowiąca jednocześnie szablon, była opatrzona unikalnym kodem lub symbolami, które spowodują wczytanie zawartości szablonu do karty obiektu. Dobrym rozwiązaniem opartym o podobny mechanizm jest możliwość przeklejenia poprzez schowek zestawu danych do następnego rekordu. Praktyka pokazuje, że takie rozwiązania potrafią przyspieszyć i usprawnić pracę. Dodatkowo, raz wprowadzony szablon może być wykorzystywany przez wszystkich użytkowników systemu.

Kody kreskowe, QR i RFID. Obsługa przez system ewidencyjny kodów kreskowych lub nowocześniejszych kodów QR to obecnie wymóg podstawowy, zwłaszcza jeśli w zarządzie pozostają bardzo liczne kolekcje, gdzie numery inwentarzowe są bardzo długie. Kody takie przechowują dane kierujące użytkownika bezpośrednio do rekordu obiektu i są odczytywane przez urządzenia takie jak smartfony, tablety czy specjalistyczne skanery. Zaletą kodów QR jest szybki dostęp do informacji, kompensacja błędów – nawet jeśli kod QR zostanie częściowo uszkodzony, może nadal być odczytywany dzięki wbudowanemu mechanizmowi korekcji błędów. Dobrym rozwiązaniem jest również obsługa poprzez kody QR lokalizacji, w których przechowywane są zbiory. Mogą być również wykorzystywane do oznaczania lokalizacji przechowywania okazów, co ułatwia reorganizację zbiorów.

Znaczniki RFID, oparte na komunikacji radiowej, oferują dodatkowe możliwości, szczególnie w przypadku okazów umieszczonych w trudno dostępnych miejscach, takich jak gabloty wystawowe. Niewielki znacznik RFID to swego rodzaju antena radiowa wzbudzana falami radiowymi wysyłanymi przez odpowiedni skaner. Technologia ta umożliwia bezdotykowy odczyt danych i szybką inwentaryzację, a także pozwala na monitorowanie ruchu obiektów w systemach zabezpieczających. Dzięki tym rozwiązaniom zarządzanie dużymi zbiorami staje się bardziej efektywne, a obiekty są lepiej chronione przed kradzieżą czy

niewłaściwym użytkowaniem dzięki monitoringowi opartemu na bramkach detekcyjnych. Stosując odpowiedni kolektor w szybki sposób można sprawdzić jakie i ile obiektów znajduje się w danej przestrzeni i przesłać te informacje do systemu bazodanowego.

Preparaty, próby DNA. W przypadku zbiorów zoologicznych, zwłaszcza tych o charakterze naukowym, niezwykle istotną rzeczą jest rejestrowanie wszelkich działań związanych z pobieraniem fragmentów okazów do analiz DNA lub badań anatomicznych. Wiąże się to często ze znaczną ingerencją w obiekt lub w skrajnych przypadkach z jego całkowitym przekształceniem. Powstałe preparaty lub wyniki stanowią nadal integralną część tego okazu, które jednak ze względu na odmienne wymogi co do formy lub miejsca przechowywania nie mogą być z właściwym okazem połączone. Odpowiednie zestawy metadanych muszą być zintegrowane z podstawową kartą obiektu, posiadać unikalne oznaczenie (np. numerację) oraz zawierać wszystkie informacje o historii wykonania preparatu lub analizy, sposobie konserwacji i miejscu jego położenia. Niedostateczne rejestrowanie tych danych często prowadzi do trudności w odnalezieniu preparatów lub ich identyfikacji w czasie weryfikacji kolekcji. Dobry system ewidencyjny powinien umożliwiać kompleksowe zarządzanie tego typu danymi i szybki dostęp do nich, minimalizując ryzyko błędów czy zagubienia.

Procesy. Prowadzenie pełnej dokumentacji wszelkich czynności na zbiorach jest niezwykle ważne w profesjonalnym zarządzaniu kolekcjami. Wypożyczenia, wymiana, przyjmowanie depozytów, kwerendy, reinwentaryzacja, skontrum, inwentaryzacja to wszystko czynności wymagające dokumentacji i terminowości. To również szereg prac, na podstawie których konstruuje się sprawozdania i raporty będące podstawą ewaluacji i oceny działalności jednostki. Użyteczny system ewidencyjny powinien być wyposażony w moduł nadzorujący tego rodzaju procesy, czuwający nad poprawnością numeracji dokumentów, przypominający o zbliżających się terminach zwrotów i jednocześnie lokujący te wszystkie działania w kartach poszczególnych obiektów. Dzięki temu każda karta obiektu zawierałaby pełną historię jego wykorzystania, umożliwiając szybki dostęp do zestawień i raportów. Takie rozwiązanie zwiększa efektywność zarządzania kolekcjami i poprawia jakość dokumentacji, co jest niezbędne w profesjonalnym zarządzaniu zasobami naukowymi.

Inwentaryzacja/skontrum. Inwentaryzacja zbiorów, w zależności od rodzaju jednostki, powinna być przeprowadzana regularnie. W muzeach odbywa się przynajmniej raz na pięć lat, w innych jednostkach przynajmniej raz na cztery lata. Stan faktyczny musi się wtedy zgadzać z dokumentacją i księgami ewidencyjnymi. W przypadku inwentaryzacji kolekcji liczących tysiące obiektów pominięcie kilku

z nich zdarza się bardzo często i jest wynikiem pomyłki, błędnego odczytania numeru czy przeoczenia. System ewidencyjny powinien w tym zadaniu pomóc zarówno poprzez obsługę technologii odczytywania kodów QR lub RFID, ale także poprzez możliwość wyznaczania niewielkich fragmentów list i czuwania nad ich poprawnym sprawdzeniem, a następnie wygenerowaniem pełnego raportu. Dane o przeprowadzonej inwentaryzacji powinny również znaleźć się w karcie każdego obiektu.

Kwerendy. Zapytania kwerendowe są niezwykle ważną i często podstawową metodą poszukiwania właściwych obiektów do badań i wystaw. W ciągu roku w dużych kolekcjach realizuje się ich bardzo wiele i niezwykle ważnym jest, aby ta czynność była szybka i skuteczna. Do przeprowadzenia dogłębnej kwerendy potrzebny jest odpowiedni moduł umożliwiający konstruowanie złożonych zapytań z możliwością zastosowania operatorów logicznych. Każda informacja zgromadzona w systemie bazodanowym jest ważna i dlatego właściwie zbudowane zapytanie może dać bardzo precyzyjny wynik poszukiwań, co znacznie przewyższa możliwości tradycyjnych arkuszy kalkulacyjnych.

Przekazanie wyników kwerendy powinno odbywać się na podstawie dokumentu określającego prawa do wykorzystania udostępnionych informacji, ponieważ dotyczy to własności intelektualnej. Sama liczba kwerend i obiektów wykazanych w ich konsekwencji jest często używanym wskaźnikiem nie tylko aktywności kolekcji, ale także jej zasobności i znaczenia, dlatego informacja o wykazaniu obiektu w zapytaniu kwerendowym również powinna zostać umieszczona w karcie obiektu.

Historia operacji. Systemy ewidencyjne, podobnie jak ich użytkownicy, są podatne na błędy. Dlatego niezwykle przydatnym rozwiązaniem jest wbudowany mechanizm rejestrowania historii operacji, który automatycznie zapisuje wszystkie działania wykonywane w systemie. Taka funkcjonalność pozwala na odtworzenie pierwotnych danych w przypadku błędu użytkownika lub awarii systemu, a także umożliwia szybkie zlokalizowanie przyczyny problemu i ocenę zakresu nieprawidłowości. Dzięki temu użytkownicy mają większą pewność, że błędy mogą być łatwo naprawione, co zwiększa ich zaufanie do systemu i ułatwia jego codzienną obsługę.

Rozwiązania praktyczne usprawniające proces ewidencji. Opisane powyżej wymagania co do skutecznego i użytecznego systemu ewidencji zbiorów oparte zostały o istniejący i używany system w kolekcjach przyrodniczych zgromadzonych w Uniwersytecie Jagiellońskim. Oczywiście to tylko wybrane udogodnienia wynikające z charakteru jednostek, które wdrożyły obsługę swoich kolekcji w tym programie. Stosowanie reguł ewidencji wynikających z prawa państwowego oraz

uczelnianego poskutkowało wypracowaniem własnych rozwiązań przyspieszających wprowadzanie okazów do systemu ewidencyjnego.

Nazwa obiektu – nazwa naukowa. Nazwa obiektu w procesie ewidencji jest niezwykle ważnym elementem. Powinna ona jak najdokładniej charakteryzować rejestrowany obiekt. W przypadku nazw zoologicznych bardzo trudno jest dochować tych zasad, ponieważ każdorazowa zmiana pozycji systematycznej gatunku wywraca do góry nogami jego nazwę. Częste zmiany nazwy są uciążliwe dla opiekunów zbiorów i wprowadzają ogromne zamieszanie w raportach czy protokołach. Zastosowane w zbiorach zoologicznych rozwiązanie polega na wprowadzeniu „technicznej" nazwy okazu (np. Przedstawiciel rzędu Lepidoptera – okaz naukowy) oraz zastosowanie nazwy pomocniczej, którą system konstruuje na podstawie danych wypełnianych na podstawie słownika systematyki zoologicznej. W ten sposób każdorazowa zmiana nomenklatury taksonomicznej wprowadzana jest w rekordach słownika, a system aktualizuje nazwy naukowe (specjalistyczne) we wszystkich przypisanych rekordach, co ogranicza konieczność zaglądania i edytowania każdej karty indywidualnie i jest zabiegiem czysto technicznym. Rozwiązanie to świetnie sprawdza się również w przypadku częstych w kolekcjach zoologicznych korekt oznaczeń gatunków.

Etykiety: stanowiskowa, determinacyjna, proweniencyjna. Poprawnie i czytelnie skonstruowana etykieta to klucz do skutecznej ewidencji. Dobrym rozwiązaniem jest skonstruowanie standardu, pewnego wzoru kodowania informacji dla danego typu zbiorów i przygotowywanie od razu gotowych etykiet dla każdego nowego nabytku (Ryc. 2). Takie rozwiązanie eliminuje pomyłki, dublowanie tej samej treści prezentowanej w różnym stylu lub formacie oraz umożliwia wprowadzenie szablonu etykiety do systemu ewidencyjnego. Identyfikacja gatunku powinna również kończyć się wytworzeniem papierowej etykiety zawierającej nazwę gatunkową oraz nazwisko osoby dokonującej identyfikacji. Jeśli okaz zostanie oznaczony przez specjalistę, zdecydowanie wzrasta poziom wiarygodności naukowej okazu. Dobrym rozwiązaniem jest również powiązanie z okazem niewielkiej etykiety zawierające dane proweniencyjne. Najprostszym sposobem jest prowadzenie księgi nabytków, gdzie każdy nowy okaz lub zbiór jest rejestrowany pod kolejnym numerem, bez względu czy zostanie on ujęty w księgach głównych, pomocniczych czy pozostanie materiałem poza rejestrami. Kolejne pozycje księgi wpływów posiadają dokładną informacje o sposobie nabycia, wartości, dokumentach towarzyszących procedurze, itp. Dzięki takiej etykiecie odszukanie potrzebnych informacji jest niezwykle szybkie i proste.

Raporty, wyciągi. Zautomatyzowane szablony raportów czy wyciągów znacznie skracają i usprawniają proces wydobywania i uogólniania informacji. System

Ryc. 2. Przykład etykiet z konkretnego okazu stosowanych do zbiorów entomologicznych w Uniwersytecie Jagiellońskim. Etykieta stanowiskowa z unikalnym kodem etykiety (biała), etykieta proweniencyjna (niebieska), kod QR z numerem inwentarzowym, etykieta próbki DNA (zielona) oraz etykieta preparatu (żółta) (Fot. R. Garlacz).

powinien dawać możliwość wyeksportowania dowolnych danych do podstawowych formatów użytkowych: tekstowych, tabelarycznych czy w postaci plików .pdf. Zakres raportowania musi odbywać się na podstawie ustalanej przez użytkownika listy okazów. Gwarantuje to plastyczność funkcjonalności dla użytkownika i daje możliwość szybkiego udzielenia informacji osobom niemającym dostępu do systemu ewidencji.

Dostępność rozwiązań, koszty. Zakup i wdrożenie kompleksowego systemu do ewidencji zbiorów wiąże się z istotnymi nakładami finansowymi. Koszt zakupu oprogramowania może wahać się od kilku do kilkunastu tysięcy złotych, w zależności od liczby modułów i funkcjonalności. Jednak koszty związane z dostosowaniem systemu do specyficznych potrzeb instytucji, takie jak prace programistyczne i personalizacja, często przewyższają samą cenę oprogramowania. Współczesne rozwiązania chmurowe są bardziej efektywne w porównaniu do tradycyjnych aplikacji instalowanych na urządzeniach lokalnych. Łatwy dostęp do danych ewidencyjnych gwarantuje system działający poprzez dowolną przeglądarkę internetową. Znacznym kosztem w procesie nabywania nowego systemu jest również **migracja danych**. Zwykle wymaga ona uporządkowania formatów danych, poprawnego ich zmapowania i przeniesienia w odpowiednie miejsca systemu. Porządkowanie przeniesionych danych pozostaje zwykle przesunięte na kolejne etapy pracy w systemie ze względu na natłok prac w czasie wdrażania nowego narzędzia. Spory koszt generują usługi związane z bieżącym utrzymaniem i serwisowaniem systemu, aktualizacją zabezpieczeń i certyfikatów, obsługą serwera

i powierzchni dyskowej. Te wydatki należy uwzględnić w długoterminowych planach budżetowych jednostki. Choć proces wdrożenia nowego systemu ewidencji wymaga znaczących nakładów pracy, zmiany nawyków i dostosowania procedur, korzyści płynące z efektywnego, nowoczesnego narzędzia znacznie przewyższają trudności związane z jego implementacją. Dobrze działający system szybko przynosi satysfakcję, umożliwiając sprawniejsze zarządzanie kolekcjami oraz lepsze wykorzystanie zgromadzonych danych.

Rafał Garlacz ORCID 0000–0002–8866–237X
Centrum Edukacji Przyrodniczej, Uniwersytet Jagielloński

Ministerstwo Kultury i Dziedzictwa Narodowego

Muzeum Tatrzańskie
INSTYTUCJA KULTURY WOJEWÓDZTWA MAŁOPOLSKIEGO

MAŁOPOLSKA

MTZ 1819

KRAJOWY PLAN ODBUDOWY

Rzeczpospolita Polska

Sfinansowane przez Unię Europejską NextGenerationEU

ISBN 978-83-88147-29-6