



# Ogród Dendrologiczny w Przelewicach

*zeszyt 1*



**Przyroda Pomorza Zachodniego  
- badania i ochrona**

Przelewice 2010



# Ogród Dendrologiczny w Przelewicach

*zeszyt 1*



Przyroda Pomorza Zachodniego  
- badania i ochrona

Przelewice 2010



Ogród Dendrologiczny w Przelewicach

Zeszyt 1

Komitet redakcyjny: Maria Syczewska, Katarzyna Misiak, Sylwia Truchlik

Na okładce:

Wawrzynek główkowy *Daphne cneorum* (fot. S. Truchlik)

Wydawnictwo sfinansowane ze środków:

Wojewódzkiego Funduszu Ochrony Środowiska i Gospodarki Wodnej w Szczecinie



WOJEWÓDZKI FUNDUSZ  
OCHRONY ŚRODOWISKA  
I GOSPODARKI WODNEJ  
W SZCZECINIE



GMINA PRZELEWICE  
74-210 Przelewice  
[www.przelewice.pl](http://www.przelewice.pl)

Wydawca:

Agencja Reklamowa Madison Sp. Jawna  
ul. Narutowicza 14/2  
70-240 Szczecin  
tel. +48 91 488 59 00  
faks +48 91 488 59 00 w. 12  
e-mail: [madison@madison.pl](mailto:madison@madison.pl)  
[www.madison.pl](http://www.madison.pl)

ISBN: 978-83-929173-2-8

Ogród Dendrologiczny  
Zakład Budżetowy  
74-210 Przelewice 17  
tel. +48 91 564 30 80  
faks +48 91 579 00 88  
e-mail: [info@ogrodprzelewice.pl](mailto:info@ogrodprzelewice.pl)  
[www.ogrodprzelewice.pl](http://www.ogrodprzelewice.pl)

## Spis treści

Przedmowa .....	5
<i>Maria Jolanta Syczewska</i>	
Botaniczne Centrum Badawczo-Wdrożeniowe .....	7
<i>Katarzyna Misiak</i>	
Przyroda Pomorza Zachodniego – badania i ochrona .....	8
<i>Janina Jasnowska</i>	
Ogród Dendrologiczny w Przelewicach jako środowisko przyrodnicze grzybów wielkoowocnikowych .....	13
<i>Stefan Friedrich</i>	
Flora naczyniowa krajobrazu rolniczego Kotliny Pyrzyckiej w aspekcie różnorodności i ochrony .....	22
<i>Wanda Bacieczko</i>	
Zadrzewienia alejowe na terenie Myśliborza .....	30
<i>Urszula Nawrocka-Grześkowiak, Anita Cyganowska</i>	
Zasoby nasienne Ogrodu Dendrologicznego w Przelewicach .....	35
<i>Magdalena Bihun</i>	
Czynna ochrona gatunków na przykładzie długosza królewskiego <i>Osmunda regalis</i> L. w rezerwacie „Karsiborskie Paprocie” .....	39
<i>Mariola Wróbel</i>	
Zastosowanie technik biologii molekularnej do określania zakresu zmienności genotypowej na przykładzie wybranych kolekcji drzew i krzewów zgromadzonych w Ogrodzie Dendrologicznym w Przelewicach .....	43
<i>Miłosz Smolik</i>	
Z Ogrodu do laboratorium in vitro .....	50
<i>Sylwia Truchlik</i>	
Jakość wód powierzchniowych Gminy Przelewice .....	54
<i>Andrzej Stefanowicz</i>	
Ogród Dendrologiczny w Przelewicach w liczbach .....	58
<i>Katarzyna Misiak</i>	
Wykaz gatunków roślin drzewiastych Ogrodu Dendrologicznego w Przelewicach .....	59
<i>Katarzyna Misiak</i>	
Zdjęcia wybranych gatunków z kolekcji Ogrodu .....	65



Plan Ogrodu Dendrologicznego w Przelewicach

# Przedmowa

Mam przyjemność oddać w Państwa ręce naszą pierwszą publikację, związaną z pracami badawczymi z zakresu ochrony przyrody, prowadzonymi na obszarze województwa zachodniopomorskiego. Wyniki tych prac zaprezentowane zostały podczas seminarium zorganizowanego w dniu 5 marca 2010 roku w pałacu Ogrodu Dendrologicznego w Przelewicach. Część opisanych w publikacji badań związana jest bezpośrednio z Przelewickim Arboretum i znajdującym się w nim Botanicznym Centrum Badawczo-Wdrożeniowym.

Historia przelewickich doświadczeń zapoczątkowana została w 1933 roku, kiedy to ówczesny właściciel – Conrad von Borsig rozpoczął prowadzenie obserwacji nad aklimatyzacją sprowadzanych roślin, założył ich rejestr i wprowadził oznaczenia gatunków. Borsig pozostawił nam w spadku kolekcję dendrologiczną, która do dziś stanowi podstawę prowadzenia badań rozpoczętych przez jej założyciela.

W czasach powojennych opiekę naukową i merytoryczną sprawowali m.in. prof. dr Konstanty Stecki, prof. dr Stefan Kownas oraz dr hab. Henryk Chylarecki.

Od 1993 roku park przelewicki stanowi własność Gminy Przelewice, która w latach 2004-2006 odbudowała pałac w ramach środków PHARE CBC Współpracy Przygranicznej Polska-Niemcy i utworzyła w nim ośrodek naukowo-badawczy – Botaniczne Centrum Badawczo-Wdrożeniowe. Wyposażone w nowoczesne laboratoria, sale konferencyjne i część hotelowo-gastronomiczną Centrum stanowi świetną bazę do prowadzenia prac badawczych. W ten sposób na Pomorzu Zachodnim powstała placówka, której walory zostały skrupulatnie wykorzystane przy tworzeniu nowych struktur edukacyjnych i badawczych.

Przelewickie Arboretum to nie tylko piękna kolekcja drzew i krzewów, to ośrodek, który służy przede wszystkim badaniom oraz edukacji, a w przypadku większości odwiedzających nas gości także rekreacji i wypoczynkowi.

Dziękuję wszystkim współtwórcom publikacji za wkład włożony w prowadzenie badań i opracowanie tematów, stanowiących doskonały materiał dydaktyczny i poglądowy na temat zmian i procesów zachodzących w przyrodzie Pomorza Zachodniego.

Maria Jolanta Syczewska  
Dyrektor  
Ogrodu Dendrologicznego w Przelewicach



Dawidia chińska (Drzewo chusteczkowe) odm. *Vilmorina*  
*Davidia involucrata* var. *vilmoriniana*



Klon palmowy odm. 'Dissectum Ornatum'  
*Acer palmatum* 'Dissectum Ornatum'







# BOTANICZNE CENTRUM BADAWCZO-WDROŻENIOWE

**Katarzyna Misiak**

Ogród Dendrologiczny w Przelewicach

Ochrona przyrody wymaga obecnie nie tylko utrzymania w nienaruszonym stanie jej cennych zasobów, ale także – w związku z potrzebami ludzi – badań gatunków i ich siedlisk w celu tworzenia siedlisk zastępczych i alternatywnych metod zachowania zasobów przyrody w sytuacjach, kiedy działalność człowieka nieodwołalnie odbiera naturze kolejne miejsca. Ogród Dendrologiczny w Przelewicach – ogród botaniczny w rozumieniu ustawy o ochronie przyrody – ma długoletnie doświadczenie związane z uprawą różnych gatunków roślin zarówno w ramach ochrony *ex situ* jak i w celach edukacyjnych.

Istniejące od 2006 roku laboratoria i pracownia pozwoliły rozszerzyć te prace m.in.: o mikrorozmnażanie wybranych gatunków, analizy chemiczne gleb i wód oraz poprawiły możliwość przechowywania nasion, a także konserwacji i przechowywania okazów zielnikowych. Oprócz prac własnych w wymienionych niżej pracowniach udostępnia się pomieszczenia i sprzęt pracownikom naukowym różnych uczelni i innym osobom spoza zakładu prowadzącym własne badania i obserwacje. W pałacu znajdują się: pracownia mikroskopowa (a w niej mikroskop elektronowy skaningowy, zestaw mikroskopów optycznych z komputerowym analizatorem obrazów), pracownia mikrobiologicz-



na, pracownia fizjologii roślin, pracownia badań gleboznawczych, laboratorium chemiczne (wyposażone w: spektrometr absorpcji atomowej, spektrofotometr UV), pracownia kultur tkankowych i fitotrony oraz zielnik z suszarnią. Studenci również korzystają z możliwości odbycia praktyk, przy czym zaletą Botanicznego Centrum Badawczo-Wdrożeniowego jest brak znaczącego rozdziału między pracowniami oraz dostępność całej kolekcji Ogródu. Można tu w krótkim czasie pobrać rośliny do mnożenia, założyć kultury tkankowe, wykonać posiewy z zainfekowanych roślin, przeprowadzić potrzebne obserwacje mikroskopowe, zakonserwować materiał i przeprowadzić dowolne analizy chemiczne, a dodatkowo na terenie szkółek lub na wybranych stanowiskach w Ogródku prowadzić uprawę roślin na poletkach doświadczalnych lub na siedliskach zastępczych.

# PRZYRODA POMORZA ZACHODNIEGO – BADANIA I OCHRONA

**Janina Jasnowska**

Katedra Botaniki i Ochrony Przyrody,  
Zachodniopomorski Uniwersytet Technologiczny w Szczecinie

Ochrona przyrody, szeroko realizowana na Pomorzu Zachodnim od pierwszych powojennych lat, zaowocowała utworzeniem licznych, ponad 100 obiektów prawnie chronionych, dwóch parków narodowych, licznych zespołów przyrodniczo-krajobrazowych, użytków ekologicznych i pomników przyrody. Wiele z nich zostało włączonych do programu NATURA 2000, gdyż to one właśnie pozwoliły zabezpieczyć i zachować cenne gatunki roślin i zwierząt oraz naturalne siedliska przyrodnicze. W ten sposób wpisały się w europejską sieć ekologiczną i obowiązujący system Dyrektywy Siedliskowej i Ptasiej. Nie zwalnia to nas jednak od przestrzegania naszych polskich zasad działania w odniesieniu do różnych form ochrony prawnej. Priorytetem powinno być realizowanie zatwierdzonych już w naszym województwie długoterminowych planów ochrony różnych obiektów, by nie utraciły one swojej wartości. Zwłaszcza że nie może zagać żadne siedlisko „naturalne” zgłoszone do Unii Europejskiej w ramach programu NATURA 2000 ani żaden zarejestrowany gatunek, gdyż pociąga to za sobą ogromne kary pieniężne, niewyobrażalne w naszych polskich warunkach. Skrupić się tu mogą przypadki zawyżania walorów obiektów zgłoszonych do Unii Europejskiej, nieraz w rzeczywistości poważnie zagrożonych bądź zdegenerowanych.

Na tle wartościowej i różnorodnej przyrody zachodniopomorskiej, objętej różnymi formami ochrony prawnej, przedstawię kilka przykładów podejmowanych działań ochronnych.

**Parki Narodowe** – Woliński i Drawieński, obejmujące duże obszary chronią wiele osobliwości wybrzeża, czy też Równiny Drawskiej. W **Wolińskim Parku Narodowym** niech przy-

kładem będzie chroniony rokitnik zwyczajny (*Hippophaë rhamnoides*) utrwalający klifowe wybrzeże morenowego trzonu Wyspy Wolin i przybrzeżny pas wód morskich. Na wierzchowinie zaś buczyna pomorska storczykowa z buławnikiem czerwonym (*Cephalanthera rubra*), odkrytym ostatnio na nowym stanowisku w lesie koło Świnoujścia (Nadleśniczy J. Ciechanowicz 2008). Od strony naukowej nas interesuje zimoziół północny (*Linnaea borealis*) – relikwif wędrujący w lasach Wolina, którego płaty obserwujemy na powierzchniach trwałych (fot.1). Stary, rozpoznany w 1993 roku płat zimoziółu jest obecnie już w fazie terminalnej i ustępuje przed rozprzestrzeniającą się borówką czarną (*Vaccinium myrtillus*), natomiast pojawiły się nowe płaty, obserwowane w latach ostatnich (2007-2009), o dużej sile ekspansji.



Fot. 1. Zimoziół północny (*Linnaea borealis*)

**Drawieński Park Narodowy** to nie tylko Puszcza Drawska ale także wspaniałe rzeki – Drawa i Płociczna płynące wartkim nurtem w głęboko wciętych dolinach oraz liczne jeziora i torfowiska. W bystrych wodach osobliwością są populacje rzadkich gatunków ryb jak łosoś,

obecnie reintrodukowany w Płocicznej. Słodkowodny krasnorost hildebrandia (*Hildebrandtia rivularis*) na kamienistym dnie wód, wskazuje na wysoki stopień ich czystości. Wśród roślinności leśnej herbową rośliną Parku jest wawrzynek wilczelyko (*Daphne mezereum*).

W Drawieńskim Parku Narodowym prowadzona jest **ochrona czynna** siedlisk, by utrzymać w dobrym stanie przedmiot ochrony przez powstrzymanie szybkiej sukcesji w kierunku zbiorowisk leśnych.

Takim obiektem są „Kłocie Ostrowickie”, dokładnie opisane w 1991 r. (J. i M. Jasnowscy) i ponownie zbadane w 2007 metodą transektów roślinnych (J. Jasnowska, M. Wróbel). W okresie kilkunastu lat nastąpiło znaczne poszerzenie zasięgu zbiorowisk leśnych kosztem centralnie położonego szuwaru kłociowego (*Cladietum marisci*), w którym masowo pojawił się podrost olszy (*Alnus glutinosa*), co powodowało zacienianie kłoci przez drzewa i osuszanie siedliska. W ramach zalecanej ochrony czynnej cały obszar roślinności nieleśnej został zimą 2007/08 oczyszczony z młodszych i starszych okazów olszy z bardzo dobrym rezultatem. Szwarz kłociowy już w roku 2008 wyraźnie zareagował na poprawę warunków. Rośliny wykazują dobrą kondycję, masowo wytworzyły kwiaty i wydały owoce. Odsłonięta też została graniczna strefa mechowisk, w tym mechowisko sierpcowo-turzykowe (*Drepanocladus intermedius* – *Carex lepidocarpa*). Ożywiły się także inne kalcifilne gatunki mchów, których udział wzrósł w tej strefie. Udało się też odnaleźć, nie potwierdzone od kilkunastu lat, stanowisko storczyka – lipiennika Loesela (*Liparis loeselii*) z europejskiej listy gatunków ginących. Ta mała populacja powinna zostać wzmocniona przez reintrodukcję okazów z zewnątrz.

**Parki Krajobrazowe** są reprezentowane przez położony wzdłuż doliny Odry Cedyński Park Krajobrazowy i Park Krajobrazowy Doliny Dolnej Odry stanowiące polską część przygranicznego (międzynarodowego) Polsko-Niemieckiego Parku Doliny Dolnej Odry. Charakte-

rystyczne są tu wysokie krawędzie doliny z **roślinnością kserotermiczną** i otwarte zbiorowiska na niskiej terasie doliny, z resztkami roślinności łąkowej, a na złożach torfowych – bagiennej.

Charakterystycznym elementem ciepłych i wysokich krawędzi doliny są murawy stepowe z ostnicami, np. z ostnicą włosowatą (*Stipa capillata*). W rezerwacie „Wrzosy Cedyńskie” zbocza pagórków pokrywają bezkresne płaty wrzosu zwyczajnego (*Calluna vulgaris*), który wymaga ochrony czynnej przed wkraczaniem na te siedliska brzozy i sosny. Od paru lat, poza usuwaniem drzew, prowadzi się tu odmładzanie populacji wrzosów przez koszenie starych okazów, które z upływem lat całkowicie drewnieją i w znacznej części zamierają. Próby odmładzania całych siedlisk kserotermicznych były też prowadzone przez wypalanie zimą pod kierunkiem profesora M. Ciaciury na „Wzgórzu Widokowym nad Międzyodrzem”. Do najcenniejszych rezerwatów krawędzi Odry należy „Bielinek”, gdzie również podjęto bardzo radykalne zabiegi ochrony czynnej.

W wodach Odry, w paru ostatnich latach, bardzo bujnie rozprzestrzeniła się chroniona paproć wodna salwinia pływająca (*Salvinia natans*), występująca od lat tylko na nielicznych stanowiskach m.in. w „Kanale Kwiatowym” w Parku Krajobrazowym Doliny Dolnej Odry. Obecnie odnowiła się także w wodach Zalewu Szczecińskiego i poprzez kanały melioracyjne dotarła na północ od Stepnicy, nawet do rezerwatu „Czarnocin”. W sposób zorganizowany podjęto natomiast reintrodukcję grzybieńczyka wodnego (*Nymphoides peltata*) na znanych dawnych stanowiskach.

Bardzo cennymi obiektami na Pobrzeżu Bałtyckim są kopułowe **torfowiska atlantyckie** z mszarnikiem wrzoścowym, jak rezerwaty „Pobłocie” i „Izbica”. Na kopule występują rozległe zarośla wrzośca bagiennego (*Erica tetralix*) i rzadki element zbiorowiska – wełnianeczka darniowa (*Baeothryon caespitosum*). Występują także zarośla woskownicy europejskiej (*My-*

*rica gale*), nisko krzewiącej się w pełnym słońcu. Woskownica europejska, która jest szeroko rozprzestrzeniona w Europie Zachodniej, u nas podlega ścisłej ochronie jako gatunek rzadki, występujący na granicy swojego zasięgu. Jest to populacja marginalna o szczególnych cechach jak jednopienność (w stosunku do typowej dwupienności), częsta obupłciowość kwiatostanów a nawet kwiatów (S. Jurzyk 2003). W rezerwacie „Torfowisko Pobłockie”, w ramach ochrony czynnej, płaty woskownicy zostały odsłonięte przez usunięcie zacieniających je drzew, co odpowiada wymaganiom tego gatunku.

Do najcenniejszych siedlisk Pomorza Zachodniego należą **jeziora lobeliowe**, oligotroficzne o specyficznym składzie gatunkowym roślinności wodnej, z lobelią jeziorną (*Lobelia dortmanna*), gatunkiem charakterystycznym zespołu (fot. 2). Tu należy roślina z europejskiej



Fot. 2. Lobelia jeziorna (*Lobelia dortmanna*) w oligotroficznym jeziorze lobeliowym

listy roślin ginących elisma pływająca (*Luronium natans*) o bardzo nielicznych już stanowiskach. W ramach inwentaryzacji przyrodniczej gminy Nowogard w roku 1999 odkryliśmy z drem Wojciechem Kowalskim stanowisko elismy w jeziorze Orzechowo, które w 2009 roku zostało zniszczone przez powierzchniowy zalew wodami eutroficznymi. Być może zajdzie potrzeba reintrodukcji tego cennego gatunku przez pozyskanie materiału z innych stanowisk. W gminie Wałcz w roku 2002 odkryliśmy z drem Stefanem Markowskim bardzo bo-

gate stanowisko elismy w Jeziorze Linowym przy leśniczówce Łowisko – tu został już opracowany projekt utworzenia rezerwatu przyrody.

**Rezerwat torfowiskowy** „Rosiczki Mirosławskie” utworzono w 1989 r. Jest to wyjątkowo piękny mszar z rzadkimi chronionymi gatunkami (fot. 3, 4) jak: rosiczka pośrednia (*Drosera intermedia*) obok rosiczki okrągłolistnej (*D. rotundifolia*), turzycza bagienna (*Carex limosa*) i bagnica torfowa (*Scheuchzeria palustris*), a w płacie szuwarowym bardzo rzadka turzy-



Fot. 3. Rosiczka pośrednia (*Drosera intermedia*) w rezerwacie torfowiskowym „Rosiczki Mirosławskie”



Fot. 4. Owocująca bagnica torfowa (*Scheuchzeria palustris*) w rezerwacie torfowiskowym „Rosiczki Mirosławskie”

ca ciborowata (*Carex bohemica*). W rezerwacie tym zaszły ogromne zmiany w okresie około 25 lat – od czasu opracowania przez nas w latach 1982-1985 projektu jego utworzenia do czasu przygotowania planu ochrony rezerwatu w roku 2006. Występujące wówczas duże enklawy lasu bagiennego zamarzyły w wyniku, jak ustaliliśmy, zatopienia obiektu po przetrzebieniu sąsiednich drzewostanów. Ożywiły się natomiast procesy torfotwórcze na mszarze przejściowym rozrastającym się na lustrze jeziora, którego fragmenty utrzymują się jako otwarte oczka wodne wśród pła pokrywającego powierzchnię. Rozpoznanie przyczyn tego procesu pozwoliło na opracowanie metody ochrony czynnej poprzez zabiegi na zewnątrz obiektu w celu regulowania warunków wodnych (J. Jasnowska, M. Wróbel, S. Jurzyk 2007). Będzie to polegało na usunięciu niektórych drzew w ramach trzebieży przyległego lasu, jeżeli poziom wody na torfowisku kontrolowany przez piezometry będzie się zbyt- nio obniżał.

**Użytki ekologiczne i zespoły przyrodniczo-krajobrazowe** to wprowadzone ustawowo w latach 90. nowe formy ochrony powierzchniowej. Już w roku 1992 **pierwsze użytki** w naszym województwie zostały utworzone w gminie Trzebińsko-Zdrój pod nazwą „Czereśniowe Kociołki”, na wniosek profesora Mieczysława Jasnowskiego. Zaś obszar ich licznego występowania zaproponowano jako Zespół Przyrodniczo-Krajobrazowy koło miejscowości Stołeczna, gdzie zamierzano utworzyć ośrodek zdrojowy (J. Jasnowska, M. Jasnowski, S. Markowski 1993). Wyjątkowo duże skupienie małych kociołków na morenie czołowej jest dodatkowo cenne ze względu na liczne dęby pomnikowych rozmiarów rosnące na krawędzi kociołków oraz bardzo liczne dzikie czereśnie (*Cerasus avium*), ładnie owocujące, chętnie zrywane przez zbieraczy.

Na zakończenie parę przykładów punktowych obiektów chronionych jako **pomniki przyrody**, do których należą bardzo liczne drzewa pomnikowe o dużych rozmiarach, jak np.

dąb szypułkowy o obwodzie 7,10 m w miejscowości Błotno (gmina Nowogard), czy dwa potężne dęby „Feudał” (obw. 7,70 m) i „Giermek” (obw. 5,40 m) w Osowie.

Tutaj chcę pokazać **pomnikowe głazy** odzyskane w ramach „Waloryzacji przyrodniczej powiatu Goleniów” (J. Jasnowska 2009), których ochrona nie przedstawia się najlepiej. W gminie Osina, w lesie koło miejscowości Redło, tylko dolna część chronionego głazu tkwi w ziemi. Część górna (odpęknięta) została stąd zabrana i wyznacza „południk 15.” niedaleko Kikorza przy szosie Szczecin-Koszalin (fot. 5). Drugi zarejestrowany koło Osiny głaz nie jest do odnalezienia. Trzeci zaś na dawnych łąkach PGR-owskich wojsko, na życzenie ówczesnych gospodarzy, próbowało rozbić przy użyciu materiałów wybuchowych. Głaz, częściowo potrzaskany, oparł się tym siłom i od jednej strony prawie zachował swój nienaruszony kształt. Najwspanialszy głaz, widoczny z daleka na otwartym polu, znajduje się w pobliżu wsi Rokita w gminie Przybiernów. On także jest z jednej strony odlupany.



Fot. 5. Fragment głazu pomnikowego wyznaczającego 15. południk

W gminie Goleniów bardzo interesujące są dokumenty pamięci o wydarzeniu z XIX wieku. W lesie koło Krąpska ranę pomnika przyrody ma okazały świerk – „pamiętka pokoju”, o czym informuje stary napis na położonym obok kamieniu „Friedenstanne von 10 Mai 1871”, liczący co najmniej 130 lat, jeśli dopiero wtedy został posadzony (fot. 6). Podobny świerk i ka-



mień jeszcze lepiej wyeksponowany znajduje się przy szosie w okolicy Niewiadowa. Świerki (nie jodły, jak by to wynikało z napisu na kamieniu) są w obu miejscach wyjątkowo okazałe, osiągają blisko 40 metrów wysokości. Potrzebne jest jeszcze ustalenie o jaki pokój chodziło. Może o zwycięskie zakończenie wojny francusko-pruskiej, choć nie dokonano się to w miesiącu maju. Przyroda może być świadkiem historii, którą jednak trzeba znać z zapisów źródłowych.



Fot. 6. Głaz umieszczony pod świerkiem na pamiątkę wydarzenia z 10 maja 1871 r.

## LITERATURA

1. Jasnowscy J i M. 1991: Dynamika rozwoju roślinności w rezerwacie „Kłocie Ostrowieckie”. I Zesz. Nauk. AR Szczecin 149, Rolnictwo 51 seria przyrodnicza.
2. Jasnowska J., Wróbel M. 2007: Ekspertyza i wytyczne w zakresie ochrony czynnej obiektu ochrony specjalnej w DPN - „Kłocie Ostrowieckie”. Dla Dyrekcji DPN, M-pis.
3. Jasnowska J., Markowski S. 2005: Plan ochrony rezerwatu „Torfowisko Pobłockie”. Dla Wojewódzkiego Konserwatora Przyrody w Gdańsku, M-pis.
4. Jurzyk S. 2005: Zmienność fenotypowa płci *Myrica gale* w wybranych populacjach wschodnich rejonów jej zasięgu. *Fragm. Flor. Geobot. Polonica* 12 (1).
5. Jasnowska J., Wróbel M., Jurzyk S. 2007: Znaczenie monitorowania poziomu wód w rezerwach torfowiskowych na przykładzie rezerwatu przyrody „Rosiczki Mirosławskie” (Pomorze Zachodnie). *Chrońmy Przyrodę Ojczystą* 63, 5: 19-33.
6. Jasnowska J., Jasnowski M., Markowski S. 1993: Kociołki polodowcowe koło Trzcieńska Zdroju jako użytki ekologiczne. *Chrońmy Przyrodę Ojczystą* 49, 1.

# OGRÓD DENDROLOGICZNY W PRZELEWICACH JAKO ŚRODOWISKO PRZYRODNICZE GRZYBÓW WIELKOOWOCNIKOWYCH

**Stefan Friedrich**

Katedra Botaniki i Ochrony Przyrody,  
Zachodniopomorski Uniwersytet Technologiczny w Szczecinie

## WSTĘP

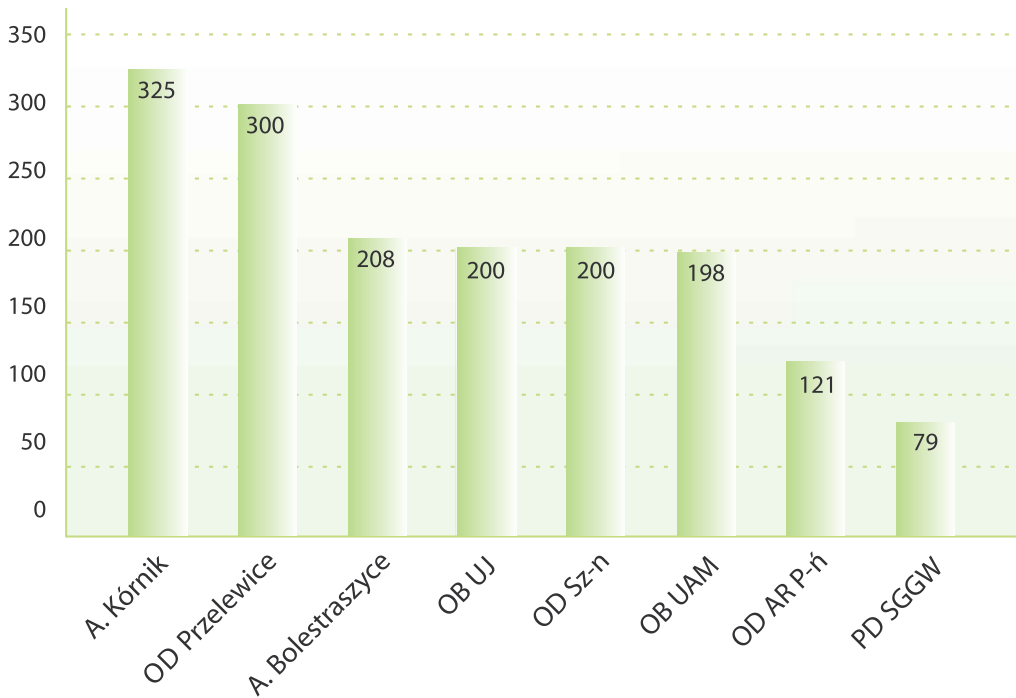
W Ogrodzie Dendrologicznym w Przelewicach (dalej Ogród) najlepiej zbadane są rośliny drzewiaste i krzewiaste, w większości obcego pochodzenia (Chylarecki 1997, 2008). Poznano również grzyby mikroskopijne (Madej 1969, 1971). Mikrobiota mikroskopijnych grzybów pasożytniczych i saprotroficznych rozwijających się na roślinach zielnych liczy 116 gatunków, a rozwijających się na roślinności drzewiastej – 189 gatunków. W toku są badania nad glonami oraz roślinnością zielną prowadzone przez magistrantów i pracowników Katedry Botaniki i Ochrony Przyrody Zachodniopomorskiego Uniwersytetu Technologicznego w Szczecinie. W stawach Ogródu dotychczas stwierdzono około 80 taksonów glonów (Daczyńska 2008), a na terenie całego Ogródu ponad 100 gatunków roślin zielnych dziko występujących (Bukowska 2008), wyłączając z obserwacji gatunki uprawiane. Wobec braku rozpoznania grzybów wielkoowocnikowych Ogródu, po wstępnych obserwacjach w 2004 i 2005 roku, w 2006 roku rozpoczęto systematyczne badania zaplanowane na kilka lat. Wstępne wyniki jednorocznych badań przedstawiono na międzynarodowym sympozjum (Friedrich 2007). Badania prowadzone będą jeszcze w 2010 roku, po czym wyniki pięcioletnich obserwacji zostaną opublikowane. W niniejszej pracy przedstawiono ogólną charakterystykę dotychczas stwierdzonej mikrobioty Ogródu.

Stopień poznania *macromycetes* Polski jest

ciągle niewystarczający. Początkowo badania prowadzono w zbiorowiskach leśnych, przede wszystkim w obiektach chronionych. Następnie zaczęto badać *macromycetes* innych środowisk, w tym ogrodów botanicznych i dendrologicznych (ryc. 1). Najbogatszą mikrobiotę, liczącą 325 gatunków stwierdzono w Arboretum Kórnickim (Lisiewska, Nowicka 1979; Lisiewska 2004). Mikrobiotę liczącą około 200 gatunków zaobserwowano w: Arboretum w Bolestraszycach (Wojewoda 2002), Ogrodzie Botanicznym UJ w Krakowie (Wojewoda 1996), Ogrodzie Dendrologicznym w Szczecinie (Friedrich 2009) i w Ogrodzie Botanicznym UAM w Poznaniu (Lisiewska, Mikołajczak 1998). Zdecydowanie uboższą mikrobiotę zidentyfikowano w Ogrodzie Dendrologicznym AR w Poznaniu (Lisiewska, Galas-Świdurska 2005) oraz w Parku Dendrologicznym SGGW w Warszawie (Szczepkowski 2007).

Grzyby są bardzo liczną grupą organizmów pełniących ważną rolę w funkcjonowaniu ekosystemów i utrzymaniu równowagi biocenotycznej. Jako organizmy cudzożywne są całkowicie uzależnione od obecności odpowiedniej bazy pokarmowej i właściwych czynników zewnętrznych (biotycznych, abiotycznych, antropogenicznych). Wśród czynników antropogenicznych występujących na badanym terenie można wyróżnić czynniki oddziałujące bezpośrednio, jak np.: fragmentacja siedliska, zabiegi gospodarczo-pielęgnacyjne, zmiany składu gatunkowego roślin, modyfikacja siedliska





Ryc. 1. Mikrobiota *macromycetes* arboretów i ogrodów botanicznych w Polsce: A. Kórnik – Arboretum Kórnicke, OD Przelevice – Ogród Dendrologiczny w Przelewicach, A. Bolestraszyce – Arboretum Bolestraszyce, OB UJ – Ogród Botaniczny Uniwersytetu Jagiellońskiego w Krakowie, OD Sz-n – Ogród Dendrologiczny w Szczecinie, OB UAM – Ogród Botaniczny Uniwersytetu im. A. Mickiewicza w Poznaniu, OD AR P-ń – Ogród Dendrologiczny Akademii Rolniczej w Poznaniu, PD SGGW – Park Dendrologiczny Szkoły Głównej Gospodarstwa Wiejskiego w Warszawie.

przez użytkowanie oraz czynniki oddziaływujące pośrednio, jak np. zmiana właściwości fizycznych podłoża.

Grzyby wykazują dużą różnorodność funkcjonalną. Między grzybami a innymi organizmami zachodzą trzy podstawowe typy stosunków wynikające z form życiowych grzybów. Na tej podstawie wyróżniamy grzyby: biotroficzne – żyjące w symbiozie z roślinami wyższymi lub glonami, saprotroficzne - rozkładające materię organiczną różnego pochodzenia i nekrotroficzne - żyjące jako pasożyty na roślinach, zwierzętach lub grzybach. Każda z wymienionych grup odgrywa inną rolę i ma ogromne znaczenie w krążeniu materii.

## METODYKA

Przedmiotem badań prezentowanych w niniejszej pracy były grzyby makroskopowe (grzyby wielkoowocnikowe, *macromycetes*), czyli takie, których owocniki są widoczne nie-

uzbrojonym okiem. Ich rozmiary wynoszą od 1 mm do kilkudziesięciu cm, a trwałość – od kilku godzin do kilku, rzadziej kilkunastu lat. Występowanie tych grzybów badano na podstawie pojawiających się okresowo owocników, których tworzenie jest efektem obecności dojrzałej grzybni i wystąpienia warunków sprzyjających owocnikowaniu. Dlatego musimy być świadomi, że opierając badania na obecności owocników, nie uwzględniamy gatunków, które ich nie wytworzyły, a są obecne w biocenozie w postaci ukrytej w podłożu grzybni mogącej żyć niekiedy nawet setki lat. Brak owocników nie musi więc oznaczać braku danego gatunku w podłożu, gdyż niektóre gatunki grzybów mogą produkować owocniki przez krótki czas w ciągu sezonu lub tylko co kilka lat. Ta specyficzna biologia grzybów wymusza wielokrotne powtarzanie obserwacji w ciągu kilku sezonów (Friedrich 2008). W Ogrodzie Dendrologicznym w Przelewicach badania prowadzono w okresie letnim



i jesiennym w latach 2006-2009, wykonując po około 20 obserwacji w poszczególnych sekcjach Ogrodu. Obserwacje przeprowadzono metodą marszrutową, starając się jak najdokładniej spenetrować cały obszar Ogrodu.

W badaniach *macromycetes* stosowano podział na grupy bioekologiczne według rodzaju zasiedlanego substratu (mikrosiedliska), ze sprecyzowaniem w miarę możliwości sposobu odżywiania grzyba. Musimy jednak pamiętać, że wiele grzybów może występować kolejno w kilku formach życiowych i w kilku grupach biologicznych. Jest to wyrazem złożoności cyklu życiowego gatunku i odbiciem jego plastyczności biologicznej, np. korzeniowiec wieloletni *Heterobasidion annosum* zmienia kilkakrotnie formę życiową i rozwija się kolejno jako: saprotrof, symbiont, pasożyt i znów jako saprotrof. W przyrodzie nie ma wyraźnych granic między grzybami poszczególnych grup bioekologicznych i dlatego przy ustalaniu przynależności korzystamy z wyników specjalistycznych badań, np. badań mikoryz.

## WYNIKI I DYSKUSJA

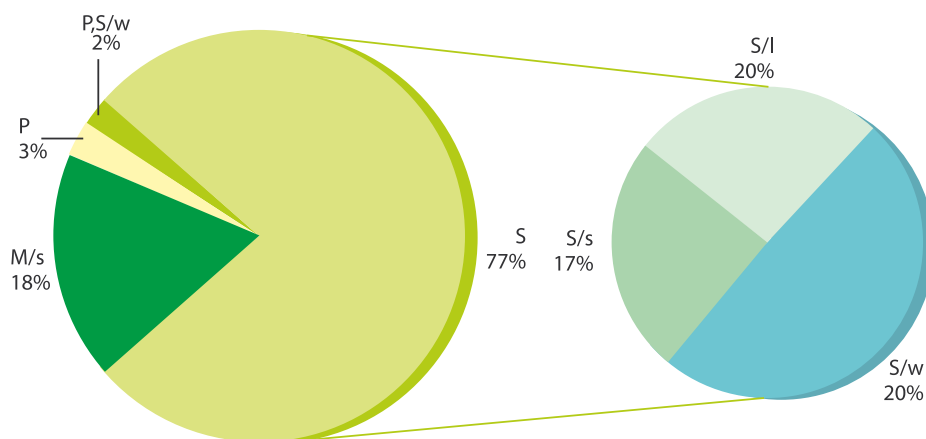
W czasie czterech sezonów badań, w Ogrodzie Dendrologicznym w Przelewicach stwierdzono ponad 300 gatunków *macromycetes*. Analiza udziału form bioekologicznych wykazała zdecydowaną dominację saprotrofów, któ-

re stanowią 77% wszystkich stwierdzonych taksonów (ryc. 2). W grupie tej, ponad połowę stanowią saprotrofy nadrewnowe, a po około jednej czwartej – saprotrofy naściółkowe i napróchniczne. Grzybów mikoryzowych jest tylko 54 gatunki, co stanowi 18% całej mikrobioty. Mały udział, wynoszący niecałe 3% (8 gatunków) mają pasożytnicze obligatoryjne. Należy jednak zaznaczyć, że dalszych 7 gatunków występowało jako pasożyty lub saprotrofy nadrewnowe.

## Grzyby naziemne

Do grzybów wytwarzających owocniki na ziemi należą grzyby symbiotyczne (ektomikoryzowe) i saprotrofy napróchniczne zasiedlające humus glebowy.

Grzyby symbiotyczne czerpią składniki pokarmowe przede wszystkim z komórek współsymbionta oraz, w mniejszym stopniu, z rozkładanej ściółki i próchnicy. Grzybnia otacza korzenie tworząc tzw. mufkę, a część strzępek wnika do korzenia i tworzy między komórkami tzw. sieć Hartiga, którymi zachodzi dwukierunkowy przepływ różnych związków pomiędzy symbiontem grzybowym i roślinnym. Grzybnia ekstramatrykalna tworzy rizomorfy, czyli sznury grzybniowe. Włośniki korzeni zanikają, a ich funkcję przejmują strzępki grzyba, które rozprzestrzeniają się na znaczne odległości i wykorzystują źródła wody i soli mineralnych oddalo-



Ryc. 2. Udział grup bioekologicznych *macromycetes* w mikrobiocie Ogrodu Dendrologicznego w Przelewicach: M – grzyby mikoryzowe, S – saprotrofy, P – pasożyty, s – gleba, l – ściółka, w – drewno.





Fot. 1. Purchawica olbrzymia *Langermannia gigantea* – gatunek chroniony, występuje rokrocznie na terenie całego Ogrodu; niestety często niszczone przez zwiedzających



Fot. 2. Żagiew łuskowata *Polyporus squamosus* – groźny pasożyt drzew, który może żyć również jako saprotrof

ne o 20, a nawet więcej centymetrów od korzenia (Rudawska 1998). Dzięki mikoryzie drzewa zwiększają ponad 1000 razy powierzchnię chłonną korzeni. Dlatego drzewa tworzące mikoryzę są na ogół lepiej odżywiane i zaopatrywane w wodę. Ważną funkcją mikoryzy jest zwiększone zaopatrywanie roślin w składniki mineralne, które są dla korzeni drzew niedostępne. Mikoryza stanowi główny system pobierania i magazynowania fosforu oraz zwiększonego pobierania azotu i innych pierwiastków. Ponadto wpływa na stan zdrowotny swoich symbiontów, chroniąc je przed mikroorganizmami chorobotwórczymi dzięki tworzeniu fizycznych barier i wytwarzaniu antybiotyków. Mikoryza pełni także dużą rolę w podnoszeniu tolerancji związanych z nimi drzew na metale ciężkie, które zatrzymuje w swoich strukturach. Do grzybów odznaczających się zdolnością do zwiększonej akumulacji pierwiastków śladowych, należą np.: podgrzybek brunatny *Xerocomus badius*, grzybowka naga *Lepista nuda* oraz gatunki z rodzaju muchomor *Amanita*. Grzyby ektomikoryzowe pobierają od rośliny węglowodany, witaminy oraz specyficzne substancje niezbędne do zawiązywania i wzrostu owocników.

Ektomikoryzy to zjawisko powszechne, w którym uczestniczy na świecie około 6000 gatunków grzybów i około 8000 gatunków roślin (Brundrett 2002, Martin 2007). Poszczególne gatunki grzybów z reguły utrzymują symbiozę

z kilkoma gatunkami drzew, np. borowik szlachetny *Boletus edulis* z dębem, sosną, grabem i brzozą, rzadziej – z jednym, np. maślak żółty *Suillus grevillei* z modrzewiem. Również rośliny mogą mieć wielu partnerów symbiotycznych, np. sosna zwyczajna może zawiązywać mikoryzy z ponad 100 gatunkami grzybów.

Grzyby ektomikoryzowe są czułym bioindykatorem skażenia powietrza. Skutkiem zanieczyszczenia powietrza i kwaśnych deszczy jest osłabienie produkcji liczby owocników oraz zmniejszanie liczby gatunków grzybów (Fellner 1993). Rozpad mikoryzy jest również powodem pogorszenia zdrowotności i zamierania drzew.

W Ogrodzie Dendrologicznym w Przelewicach grzyby ektomikoryzowe stanowią mniej niż jedną piątą jego mikrobioty (18%). Stwierdzone grzyby symbiotyczne należą do 14 rodzajów, spośród których najliczniej reprezentowane są rodzaje: gołąbek *Russula* i strzępiak *Inocybe* – po 11 gatunków, oraz: mleczaj *Lactarius*, gąska *Tricholoma*, zasłonak *Cortinarius*, dzwonkówka *Entoloma* – po kilka gatunków. Udział grzybów ektomikoryzowych stanowiący stale poniżej 20% mikrobioty zbiorowisk leśnych oznacza stadium zaburzeń destrukcyjnych tych zbiorowisk (Fellner 1993).

Drugą grupę, wchodzącą w skład grzybów naziemnych, tworzą grzyby saprotroficzne, rozkładające starszą ściółkę i zmacerowane szczątki roślin. Grzyby napróchniczne odgrywają zna-

czącą rolę w końcowym etapie rozkładu ściółki i tworzeniu humusu glebowego, czyli w procesach glebotwórczych. Szacuje się, że około 90% próchnicy powstaje w wyniku aktywności grzybów, a tylko około 10% – w wyniku aktywności innych organizmów. W mikrobiocie Ogrodu grupa saprotrofów napróchnicznych stanowi około 17% całej mikrobioty (51 gatunków), a reprezentują ją głównie gatunki z rodzajów: pieczarka *Agaricus*, czernidłak *Coprinus*, polówka *Agrocybe*, czubajeczka *Lepiota*, czubajka *Macrolepiota* i stożkówka *Conocybe*.

### Grzyby naściółkowe

Grzyby naściółkowe odgrywają w zbiorowiskach roślinnych olbrzymią rolę w rozkładzie gromadzącej się ciągle materii organicznej w postaci opadłych liści, szyszek, owoców i nasion oraz obumarłych roślin zielnych, grzybów i mszaków. Specyfiką tego substratu jest niewielka trwałość oraz uzupełnianie się z reguły w cyklach rocznych. Obserwuje się wyraźne następstwo gatunków w miarę rozkładu tego podłoża. Warstwę ściółki powierzchniowej, w pierwszym roku opadu, zasiedla i rozpoczyna rozkład ściółki przyczyniając się do wytworzenia jej głębszej warstwy, np. grzybówka mleczajowa *Mycena galopus*. W głębszych warstwach ściółki, wytworzonej w roku poprzednim, rozwija się grzybnia np. łysostopka cierpkiego *Gymnopus peronatus*. Tempo rozkładu ściółki uzależnione jest głównie od jej składu, np. 90% rozkład ściółki sosny trwa około 14 lat, a ściółki lipy – 4 lata (Dziadowiec 1987). Całkowity rozkład ściółki zachodzi dzięki kompleksowej aktywności różnych grup organizmów: bakterii, grzybów i zwierząt bezkręgowych.

Grzyby naściółkowe wykazują różne stopnie preferencji i specjalizacji pokarmowej. Przykładowo, grzybami żyjącymi na szyszkach sosny, są: szyszkolubka kolczasta *Auriscalpium vulgare*, pieniążniczka szyszkowa *Baeospora myosura*, szyszkówka gorzkawa *Strobilurus tenacellus*. Większość gatunków tej grupy to grzyby o szerszej skali występowania, zasiedlające

ściółkę o różnym składzie, np. grzybówki – czysta *Mycena pura* i krwawiąca *M. sanguinolenta*. Przedstawiciele rodzaju grzybówka są najważniejszymi reducentami materii organicznej (Burova 1971).

Omawiana grupa ma 20% udział w mikrobiocie Ogrodu. Należy do niej 61 gatunków należących do ponad 20 rodzajów. Liczniej reprezentowane są rodzaje: grzybówka *Mycena*, lejkówka *Clitocybe* i twardzioszek *Marasmius*.

### Grzyby nadrzewne

Do grzybów nadrzewnych należą dwie formy biologiczne – saprotrofy i pasożyty, z tym że wiele gatunków wykazuje zmienność formy życiowej.

W grupie saprotrofów nadrzewnych (nadrzewnowych), których bazą pokarmową jest drewno drzew i krzewów, wyróżnia się najczęściej trzy podgrupy w zależności od charakteru zasiedlanego podłoża różniącego się masą materii organicznej i długością okresu rozkładu (opadłe drobne gałązki, opadłe gałęzie o zróżnicowanej grubości, pniaki oraz leżące kłody i stojące pnie martwych drzew).

Skład gatunkowy mikrobioty nadrewnowej, szczególnie pniaków i kłód, zmienia się wraz ze zmianami zachodzącymi w strukturze substratu, jego spoiwości i stopniu rozkładu. W zachodzącej sukcesji grzybów wyróżnia się trzy fazy (Kreisel 1961). Przykładowo dla buka, fazę inicjalną trwającą do 2 lat tworzą gatunki pionierskie, które są grzybami najsilniej wyspecjalizowanymi, np. chrząstkoskórnik purpurowy *Chondrostereum purpureum*, fazę optymalną trwającą 2-5 lat stanowi większość gatunków nadrzewnych, np. szaroporka podpalana *Bjerkandera adusta*, natomiast fazę finalną – trwającą 5-15 lat, tworzą grzyby charakteryzujące się szeroką amplitudą występowania, np. próchnilec maczugowaty *Xylaria polymorpha*. Tempo sukcesji grzybów na drewnie jest modyfikowane przez mikroklimat panujący w danym zbiorowisku roślinnym, wilgotny – przyspiesza rozkład i sukcesję. Całkowity rozkład pniaków trwa około 15 lat.



Większość saprotrofów nadrzewnych preferuje drewno drzew liściastych lub iglastych, nie wymagając konkretnego gatunku drzewa, natomiast pasożyty nadrzewne są bardziej ograniczone do specyficznego gatunku gospodarza. Niektóre gatunki rosnące z reguły na drewnie liściastym, mogą pojawiać się na drewnie iglastym, np. skórnik szorstki *Stereum hirsutum*, a rosnące głównie na drewnie iglastym, mogą pojawiać się na drewnie liściastym, np. pniarek obrzeżony *Fomitopsis pinicola*. Stosunkowo liczne są grzyby ubikwistyczne rozwijające się zarówno na drewnie drzew liściastych, jak i iglastych, np.: łzawnik rozciekliwy *Dacryomyces stillatus* i łysiczka trująca *Psilocybe fascicularis*.

Grzyby nadrzewne są najpospolitszymi grzybami Ogrodu, stanowiąc 40% jego mikrobioty. Największy udział mają wśród nich grzyby rozwijające się na pniakach, których nie należy usuwać, aby nie zmniejszać bazy pokarmowej i różnorodności mikrobioty.

Pasożytnicze grzyby wielkoowocnikowe stanowią grupę liczącą niecałe 5% mikrobioty Ogrodu, w tym prawie połowa to pasożyty fakultatywne. W pewnych okresach swego życia funkcjonują jako pasożyty, atakując osłabione, chore, zranione lub stare drzewa, a po śmierci żywiciela stają się saprotrofami rozkładającymi jego drewno, np. hubiak pospolity *Fomes fomentarius*, korzeniowiec wieloletni *Heterobasidion annosum*, żółciak siarkowy *Laetiporus sulphureus*. Na badanym terenie, ze względu na liczne stanowiska i obfitość corocznego owocnikowania, najgroźniejszymi pasożytami są żagiew łuskowata *Polyporus squamosus* oraz opieńka miodowa *Armillaria mellea*. Żagiew łuskowata pasożytowała na kilku gatunkach drzew, najczęściej na klonach i topolach, doprowadzając do osłabienia pni i konarów, które następnie łamały się pod naporem wiatrów. Pozostałe gatunki tej grupy, w związku z rzadkim występowaniem i niewielką liczbą notowań, nie stanowią zagrożenia dla dendroflory Ogrodu. Należy podkreślić, że brak owocników grzybów pasożytniczych nie zawsze świadczy o zdrowiu drzewa,

gdyż często w pozornie zdrowej roślinie już rozwija się grzybnia, a owocniki wytworzą się po osiągnięciu przez nią dojrzałości, co może nastąpić dopiero po kilku latach.

## Wyspecjalizowane grupy grzybów

Oprócz powyżej omówionych ekologicznych grup grzybów, w Ogrodzie spotyka się grzyby rozwijające się na bardzo specyficznych podłożach. Stwierdzono pojedynczych lub nielicznych przedstawicieli grzybów: briofilnych – grzyby związane symbiotycznie z mszakami lub na nich pasożytujące, np. spinka pomarańczowa *Rickenella fibula*, węglolubnych (wypaleniskowych, pirofilnych) – rozwijających się na zwęglonym drewnie, np. garstnica wypaleniskowa *Geopyxis carbonaria*, odchodolubnych (koprofilnych) – na odchodach zwierząt, np. łysiczka łajnowa *Psilocybe semiglobata*, oraz grzybolubnych – na owocnikach innych gatunków grzybów, np. pieniążek drobnutki *Collybia cirrhata*.

## Fenologia grzybów

Owocniki różnych gatunków grzybów można spotkać przez cały rok. Jednak poszczególne gatunki, wykazują określoną sezonową rytmikę wytwarzania owocników modyfikowaną warunkami pogodowymi. Wiosną obserwowano owocniki nielicznych gatunków, np. szyszkówki tęporozwierkowej *Strobilurus stephanocystis*. Więcej gatunków pojawiało się w okresie letnim, szczególnie w lata deszczowe, a kulminacyjnym okresem tworzenia owocników były najczęściej wrzesień i październik. Po pierwszych przymrozkach następowało gwałtowne zahamowanie rozwoju większości gatunków. Natomiast tylko nieliczne gatunki wykształcały owocniki w okresie zimowym, np. owocniki płomiennicy zimowej *Flammulina velutipes* w łagodne zimy można było spotkać od listopada do marca. Są również grzyby wytwarzające trwałe owocniki jednoroczne np. wrośniak szorstki *Trametes hirsuta* i wieloletnie, np. la-

kownica spłaszczona *Ganoderma applanatum*, które obserwowano przez cały rok.

### Waloryzacja mikrobioty

W biocenozie Ogrodu Dendrologicznego w Przelewicach znalazło ostoję 7 gatunków chronionych (w tym 3 zagrożone) oraz 12 gatunków znajdujących się na „Czerwonej liście grzybów wielkoowocnikowych w Polsce” (Rozporządzenie Ministra Środowiska 2004, Wojewoda, Ławrynowicz 2006). Wśród gatunków zagrożonych jest: 6 gatunków wymierających (kategoria E), 1 – narażony (kategoria V), 4 – rzadkie (kategoria R) i 1 – o nieokreślonym zagrożeniu (kategoria I). Obserwowano również gatunki mające nieliczne stanowiska w Polsce. Większość, to grzyby pospolite występujące na podobnych siedliskach na terenie całego kraju.

### Znaczenie grzybów dla ludzi i zwierząt

Pod względem użytkowym dla człowieka, występujące w Ogrodzie grzyby można podzielić na grzyby jadalne, niejadalne i trujące. Spośród grzybów jadalnych, najobficiej owocnikowały opieńka miodowa *Armillaria mellea* i bocznik ostrygowaty *Pleurotus ostreatus*, grzyby najczęściej zbierane przez zwiedzających. Często występowały różne gatunki pieczarek *Agaricus* (biaława *A. arvensis*, okazała *A. augustus*, miejska *A. bitorquis*, łąkowa *A.*

*campestris*, leśna *A. silvicola*), wśród których był jeden gatunek trujący – pieczarka karbolowa (żółtawa) *Agaricus xanthodermus*. Natomiast bardzo rzadko obserwowano pojedyncze owocniki takich smacznych grzybów, jak: borowik szlachetny *Boletus edulis*, koźlarz babka *Lecaninum scabrum* i czubajka kania *Macrolepota procera*. Poza nimi, występują jeszcze grzyby jadalne, rzadko zbierane, np.: płomiennica zimowa *Flammulina velutipes*, uszak bzowy *Auricularia auricula-judae*, gaśówka fioletowawa *Lepista nuda*, żółciak siarkowy *Laetiporus sulphureus*. Grzybami śmiertelnie trującymi, notowanymi w Ogrodzie, są: muchomor zielonawy (sromotnikowy) *Amanita phalloides*, strzępiak ceglasty *Inocybe erubescens*, krowiak podwinięty (olszówka) *Paxillus involutus* i łyczka trująca *Psilocybe fascicularis*. Większość obserwowanych grzybów, to grzyby niejadalne, nie nadające się do jedzenia, ponieważ są np.: niesmaczne, zbyt twarde, małych rozmiarów, o nieznanym wartościach spożywczych.

Owocniki grzybów mają również duże znaczenie dla zwierząt, głównie jako pokarm, np.: dla ślimaków, gryzoni i owadów. Ponadto dla wielu z nich, np. dla muchówek i chrząszczy, owocniki są miejscem rozrodu i bytowania, czyli miejscem gdzie zachodzi ich pełny cykl rozwojowy. Grzybnia owocnika jest wyłącznym pokarmem i siedliskiem dla czerwi czyli larw tych owadów.



Fot. 3. Płomiennica zimowa *Flammulina velutipes* – smaczny grzyb jadalny występujący późną jesienią i zimą



Fot. 4. Muchomor zielonawy (sromotnikowy) *Amanita phalloides* – śmiertelnie trujący grzyb obserwowany w Ogrodzie; bywa mylony z pieczarkami, zielonką i czubajką kanią



## LITERATURA

1. Brundrett M. C. 2002: Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. *New Phytologist*, 154: 275-304.
2. Bukowska M. 2008: Flora Ogródu Dendrologicznego w Przelewicach. Praca magisterska, promotor S. Friedrich, AR w Szczecinie.
3. Burova L. G. 1971: Ekologia i fenologiaja vidov roda *Mycena*. *Mikol. Fitopat.*, 5: 321-328.
4. Chylarecki H. 1997: Arboretum Przelewickej, egzotyczny ogród na Ziemi Przelewickej. Ogólnopolskie Towarzystwo Ochrony Ptaków. Gdańsk.
5. Chylarecki H. 2008: Drzewa i krzewy ozdobne ogrodu egzotów w Przelewicach na Ziemi Pyrzyckiej. Wyd. Ogród Dendrologiczny w Przelewicach.
6. Daczyńska K. 2008: Zróżnicowanie fykoflory ekosystemów wodnych arboretum w Przelewicach. Praca magisterska, promotor W. Kowalski, AR w Szczecinie.
7. Dziadowiec H. 1987: The decomposition of plant litter fall in oak-linden-hornbeam forest and on oak-pine mixed forest of Białowieża National Park. *Acta Societatis Botanicorum Poloniae*, 56 (1): 169-185.
8. Fellner R. 1993: Air pollution and mycorrhizal fungi in central Europe. [in:] Pegler D. N., Boddy L., Ing B., Kirk P. M. (red.), *Fungi of Europe: Investigation, Recording and Conservation*, Royal Botanic gardens, Kew, 239-250.
9. Friedrich S. 2007: Preliminary research of macromycetes of the Dendrological Garden in Przelewice. 1th International Symposium „Flora, Vegetation and Landscape of Pomerania“, 14, Szczecin.
10. Friedrich S. 2008: Metody stosowane w badaniach grzybów wielkoowocnikowych (*macromycetes*), [W:] W. Mułenko (red.). *Mykologiczne badania terenowe. Przewodnik metodyczny*: 30-47. Wyd. UMCS w Lublinie.
11. Friedrich S. 2009: Grzyby wielkoowocnikowe Ogródu Dendrologicznego w Szczecinie, Ogólnopolskie Sympozjum Mikologiczne. Interdyscyplinarny charakter mikologii. Olsztyn-Krutyń 10-12.09. 2009, Wyd. UW-M w Olsztynie: 39-40.
12. Kreisel H. 1961: Die Entwicklung der Mykozonose an Fagus-Stubben auf norddeutschen Kahlschlagen, Sonderdr. a. Feddes. Repert., 139: 227-232.
13. Lisiewska M. 2004: Zmiany w składzie gatunkowym i ilościowym macromycetes Arboretum Kórnickiego po 25 latach. *Badania Fizjograficzne nad Polską Zach.* (Seria B), 53: 7-27.
14. Lisiewska M., Galas-Świdurska D. 2005: Podstawczaki (*Basidiomycetes*) Ogródu Dendrologicznego Akademii Rolniczej w Poznaniu. *Badania Fizjograficzne nad Polską Zach.* (Seria B), 54: 35-65.
15. Lisiewska M., Mikołajczak M. 1998: Ogród Botaniczny Uniwersytetu im. A. Mickiewicza jako środowisko przyrodnicze grzybów wielkoowocnikowych. *Badania Fizjograficzne nad Polską Zach.* (Seria B), 47: 7-44.
16. Lisiewska M., Nowicka D. 1979: Macromycetes Arboretum Kórnickiego. *Arboretum Kórnickie*. 24: 339-371.
17. Madej T. 1969: Mikoflora roślin zielnych ogrodu dendrologicznego w Przelewicach (wojew. Szczecin). *Fragm. Flor. Geobot.*, 15 (1): 99-110.
18. Madej T. 1971: Mikoflora drzew i krzewów ogrodu dendrologicznego w Przelewicach (woj. Szczecin). *Fragm. Flor. Geobot.*, 17 (4): 583-600.
19. Martin F. 2007: Fair trade in the underworld: the ectomycorrhizal symbiosis. [in:] Howard R.J., Gow N.A.R. (eds.), *The Mycota: A Comprehensive Treatise on Fungi as Experimental Systems for basic and Applied Research*, Vol. 8, *Biology of the Fungal Cell*. inger-Verlag, Berlin Heidelberg.
20. Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia

- 9 lipca 2004 r. w sprawie gatunków dziko występujących grzybów objętych ochroną. Dz. U. Nr 168, poz. 1765.
21. Rudawska M. 1998: Studia nad czynnikami regulującymi symbiozę mikoryzową siewek sosny. Podsumowanie rozprawy habilitacyjnej. PAN, Inst. Dendrologii, Kórnik, ss. 55.
22. Szczepkowski A. 2007: Macromycetes in the Dendrological Park of the Warsaw Agricultural University. *Acta Mycol.* (2): 179-186.
23. Wojewoda W. 1996: Grzyby Krakowa w latach 1883-1994 ze szczególnym uwzględnieniem macromycetes. *Studia Ośr. Dokum. Fizjogr.*, 24: 75-111.
24. Wojewoda W. 2002: Grzyby wielkoowocnikowe Arboretum Bolestraszyce. *Arboretum Bolestraszyce*, 9: 15-39.
25. Wojewoda W., Ławrynowicz M. 2006: Red list of the macrofungi in Poland, [in:] Z. Mirek, K. Zarzycki, W. Wojewoda & Z. Szeląg (eds.), *Red list of plants and fungi in Poland*. W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences, Kraków, 53-70.



# FLORA NACZYNIOWA KRAJOBRAZU ROLNICZEGO KOTLINY PYRZYCKIEJ W ASPEKCIE RÓŻNORODNOŚCI I OCHRONY

**Wanda Bacieczko**

Katedra Dendrologii i Kształtowania Terenów Zieleni,  
Zachodniopomorski Uniwersytet Technologiczny

## WSTĘP

Obszar Kotliny Pyrzyckiej wchodzi w obręb mezoregionu Równiny Pyrzycko-Stargardzkiej. Równina ta rozpościera się wokół jeziora Miedwie, sięgając na wschód poza dolinę Iny, a od południa i wschodu przylegają do niej wzniesienia Wysoczyzny Lipiańskiej (Borówka za Podlasińskim 2007). Obszar Kotliny Pyrzyckiej zajmuje w znacznej części środkowy odcinek doliny Płoni. Aktualnie większa jej część leży w obrębie obszaru ochrony Natura 2000 „Jezioro Miedwie – Dolina Płoni” (rys. 1). Od dawna jest interesującym obiektem badań wielu naukowców, w tym geobotaników.

Celem badań geobotanicznych było rozpoznanie i udokumentowanie aktualnego stanu flo-

ry, jej scharakteryzowanie na podstawie różnych analiz i klasyfikacji, wyróżnienie gatunków objętych ochroną prawną, zagrożonych, rzadkich w kraju i w regionie, określenie jej zróżnicowania, a także stopnia synantropizacji. Ponadto rozpoznanie zagrożeń antropogenicznych flory mających niekorzystny wpływ na jej zmiany.

## CHARAKTERYSTYKA PRZYRODNICZA OBSZARU BADAŃ

Obszar badań stanowiła Kotlina Pyrzycka (Mikołajski 1966), a dokładniej torfowisko nakredowe rozpościerające się w dolinie Płoni między jeziorem Miedwie a jeziorem Płoni oraz jezioro Płoni z sąsiadującymi biotopami po-



Rys. 1. „Jezioro Płoni – Dolina Płoni” – obszar chroniony Natura 2000 w obrębie Kotliny Pyrzyckiej (Źródło: internet)

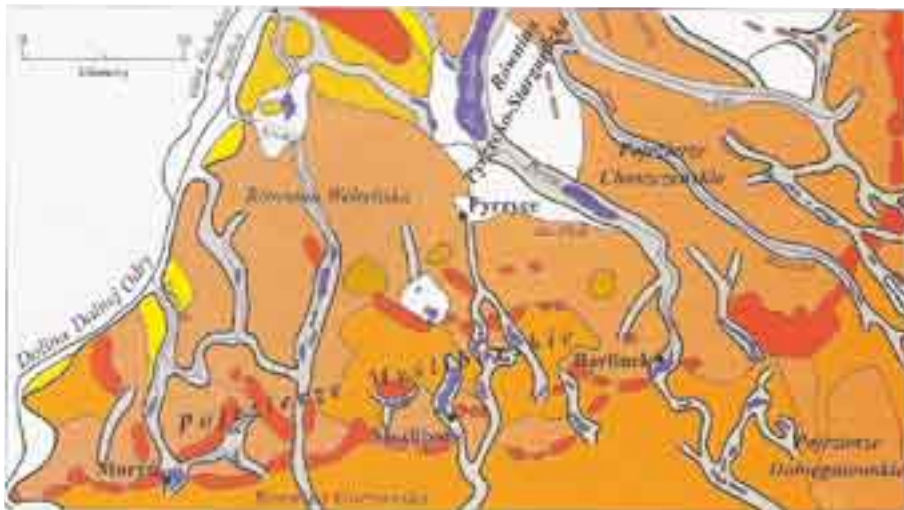


łożonymi na dnie doliny Płoni tworzących rynę glacialną (Borówka 2007), (rys. 2). Według Karczewskiego (1965) teren ten położony jest na poziomie 15-20 m n.p.m. Deniwelacja ta wyznacza granicę terenu badań w środkowym odcinku doliny Płoni. Wyższe poziomy Równiny Pyrzycko-Stargardzkiej wykorzystane są rolniczo pod uprawę różnych gatunków roślin,

1000 ha, w tym jezioro Płoń zajmujące około 800 ha.

Badany teren należy częściowo do gminy Pyrzyce (zachodnia jego część) i do gminy Przelewice (wschodnia część).

W systemie kartograficznym ATPOL obszar ten położony jest w kwadracie BA 95 – 20 (Zając 1978).



Rys. 2. Budowa geologiczna i rzeźba terenu Niziny Pyrzyckiej (źródło: R. K. Borówka 2007)

w tym buraków cukrowych, różnych gatunków zbóż i ich odmian oraz roślin przemysłowych i sadowniczych (fot.1, 2). Badania dotyczyły też wysp leśnych powiatu pyrzyckiego, pozostałych po silnym wylesieniu.

Powierzchnia badań obejmowała ponad

Budowa geologiczna, rzeźba terenu i krajobraz Kotliny Pyrzyckiej to efekt niszczącej i budującej działalności lądolodu oraz wód roztopowych (pochodzących z topniejących brył lodowych) sprzed 10-15 tysięcy lat temu (Borówka 2007, Rymar 2009). Z osadów mułowych



Fot. 1. Łany pszenicy zwyczajnej (*Triticum vulgare*) na urodzajnej glebie pyrzyckiej (fot. W. Bacieczko)



Fot. 2. Uprawa kapusty rzepaku (*Brassica napus*) rośliny przemysłowej na urodzajnych czarnoziemach pyrzyckich (fot. W. Bacieczko)

i z glin zwałowych oraz z piasków naglinowych wykształciły się tu gleby brunatne zwane czarnymi ziemiami. Jednak na ostateczne wykształcenie się aktualnych gleb wpływ miała działalność człowieka, w tym odwodnienie terenu oraz dość wczesne jego wylesienie (Meller 2007).

Badania prowadzono na obszarze doliny Płoni wypełnionej utworami holocenijskimi (torfem, marglami akumulacji jeziornej), z których wykształciły się gleby bagienne w warunkach nadmiernego uwilgotnienia z udziałem roślinności (Borowiec 1970). Pod warstwą gleb bagiennych (30-50 cm) zalegają osady kredy jeziornej, mające istotny wpływ na wykształcenie się roślinności kalcyfilnej (fot. 3).



Fot. 3. Szuwar kłociowy (*Cladietum marisci*) z rzadkim gatunkiem kalcyfilnym na brzegach jeziora Koryto (fot. W. Bacieczko)

Główną oś hydrologiczną Kotliny Pyrzyckiej stanowi rzeka Płonia z jej dopływami. Łączy ona na tym terenie dwa jeziora - Płoń i Miedwie. Teren ten stanowiło dawniej wielkie rozlewisko wodne (Mityk 1970). Aktualnie po nim pozostały małe jeziora będące w fazie lądowienia. Spośród nich do większych należą: Zaborско, Szybel, Duże, Małe, Koryto i inne.

Badany obszar leży w Pyrzycko-Goleniowskiej Krainie Klimatycznej (Koźmiński 2007). Na klimat ma wpływ Morze Bałtyckie. Cechuje się łagodną zimą i niezbyt gorącym latem. Ponadto wyróżnia się niezbyt obfitymi opadami atmosferycznymi. Średnie sumy opadów nie przekraczają 525 mm, a w centrum doliny Płoni nawet spadają do około 475 mm rocznie. Wege-

tacja roślin na tym obszarze zaczyna się przed 5 kwietnia i trwa około 220 dni (Koźmiński 2007).

Roślinność lądową omawianego obszaru stanowią zbiorowiska łąkowe z klasy *Molinio-Arrhenatheretea*, zbiorowiska szuwarowe i turzycowe z klasy *Phragmitetea australis*, leśne z klasy *Querc-Fagetetea* i *Alnetea glutinosae* oraz synantropijne z klasy *Artemisietea vulgaris*. Natomiast roślinność rozwijającą się w różnych typach zbiorników wodnych reprezentuje klasa *Potametea*, *Charetea* i *Lemnetea minoris*.

## METODY BADAŃ

Wyniki zawarte w tym opracowaniu są własne, zebrane w czasie badań prowadzonych na terenie Kotliny Pyrzyckiej w latach 2001-2009. W tym czasie metodą marszrutową zbadano wszystkie interesujące biotopy lądowe. Do badań niezbędna była mapa topograficzna w skali 1: 25 000. W terenie wykonywano zdjęcia florystyczne (spisy flory), zbierano materiał roślinny do wykonania zielnika naukowego oraz wykonywano zdjęcia fotograficzne osobliwości przyrodniczych. Badania flory i roślinności jeziora Płoń przeprowadzono przy pomocy łodzi, opływając całe jezioro wzdłuż linii brzegowej. Do wyciągania roślin z dna jeziora wykorzystano kotwicę. Zdjęcia fitosocjologiczne wykonywano metodą Braun-Blanqueta. Zwracano uwagę w terenie również na istniejące zagrożenia szaty roślinnej. W laboratorium po uzyskaniu pełnego materiału florystycznego założono kartotekę flory, celem przeprowadzenia i naniesienia informacji ekologicznych z różnych analiz i klasyfikacji. Wyniki tych operacji były niezbędne do scharakteryzowania flory terenu. Tak przygotowany materiał florystyczny umieszczono w tabeli, która zawierała następujące dane:

1. wykaz gatunków roślin według podziału systematycznego Rutkowskiego (2005),
2. nazewnictwo gatunków przyjęto za Mirkiem i in. (2002),
3. formy życiowe Raunkiaera według Chmiela (1993), Zarzyckiego i in. (2002),

4. trwałość gatunków według Szafera i in. (1976),
5. klasyfikację geograficzno-historyczną według Chmiela (1993), Pawlak (1981),
6. klasyfikację socjologiczno-ekologiczną według Chmiela (1993) i Matuszkiewicza (2005),
7. status ochrony gatunków (Rozporządzenie Ministra Środowiska z 28 lipca 2004 r.),
8. kategorie zagrożenia gatunków – według Żukowskiego i Jackowiaka (1995), Żukowskiego i in. (1995), Zarzyckiego i in. (2002).

Zebrany materiał fitosocjologiczny opracowano i przedstawiono w wielu tabelach charakteryzujących skład wyróżnionych asocjacji.

W terenie inwentaryzowano ponadto interesujące okazy drzew o charakterze pomników przyrody. Mierzono ich obwód na wysokości 1,30 m, wysokość drzew oraz oceniano stan zdrowotny.

## BOGACTWO FLORY I JEJ RÓŻNORODNOŚĆ

O bogactwie flory i jej różnorodności w Kotlinie Pyrzyckiej decyduje duże zróżnicowanie siedlisk oraz ich trofizm. Do scharakteryzowania wartości przyrodniczych tej krainy wybrano trzy większe obiekty. Są to: 1) jezioro Płoń i jego sąsiadujące biotopy, 2) torfowisko nakredowe położone między jez. Płoń a jez. Miedwie i 3) wyspy leśne w powiecie pyrzyckim. Na podstawie wnikliwych badań geobotanicznych stwierdzo-

no że, pomimo wybitnie rolniczego charakteru Kotliny Pyrzyckiej, wyróżnia się ona bogatą florą ostoi naturalnych, półnaturalnych i enklaw leśnych, osobliwymi gatunkami roślin i zróżnicowanymi siedliskami. Odnotowano w nich ponad 400 gatunków roślin naczyniowych. Reprezentują je dwie gromady i trzy klasy (tab.1). Licznie występują rośliny z klasy dwuliściennych i jednoliściennych. Natomiast w niewielkiej ilości występują paprotniki i nagonasienne.

Z analizy ekologicznej flory badanych obszarów wynika, że w spektrum form życiowych dominują hemikryptofity. Ponadto w zależności od dominujących siedlisk terenu dominują megafanareofity i nanofanareofity (jeżeli dominują enklawy leśne) lub hydrofity i helofity (jeżeli dominują zbiorniki wodne). Znaczny jest też udział terofitów w miejscach szczególnie zmienionych przez człowieka. Odnotowano w tym spektrum też pasożyty. Wśród nich na badanym obszarze zwracała uwagę masowym występowaniem zaraza bladokwiatowa, której odnotowano ponad 400 okazów (Bacieczko, Kle-ra 2008).

W wyszczególnionych grupach trwałości we florze, w tych trzech obiektach, dominują byliny – rośliny wieloletnie. Stanowią one przeważnie ponad 60% flory. Znaczny udział mają też drzewa i krzewy oraz rośliny jednoroczne. Z kolei w spektrum socjologiczno-ekologicznym flory, w zależności od wcześniej wspomnianej do-

Tab. 1. Dane liczbowe flory naczyniowej trzech wybranych terenów badawczych z obszaru Kotliny Pyrzyckiej

Grupy systematyczne	Liczba rodzin			Liczba rodzajów			Liczba gatunków			Procent		
	JP	WL	TN	JP	WL	TN	JP	WL	TN	JP	WL	TN
<b>Pteridophyta</b>												
<i>Sphenopsida</i>	1	1	1	1	1	1	4	3	3	0,92	0,66	0,75
<i>Filicopsida</i>	5	5	3	5	5	4	7	7	5	1,60	1,56	1,24
<b>Spermatophyta</b>												
<i>Gymnospermae</i>												
<i>Pinopsida</i>	1	1		4	4		4	5		0,92	1,12	
<i>Angiospermae</i>												
Dicotyledones ( <i>Magnoliopsida</i> )	59	59	57	183	204	182	317	356	296	72,71	78,40	73,63
Monocotyledones ( <i>Liliopsida</i> )	15	9	16	53	40	54	104	79	98	23,85	18,26	23,85
<b>Razem</b>	<b>81</b>	<b>75</b>	<b>77</b>	<b>246</b>	<b>251</b>	<b>241</b>	<b>436</b>	<b>450</b>	<b>402</b>	<b>100,00</b>	<b>100,00</b>	<b>100,00</b>

Objaśnienia: JP – Jezioro Płoń i sąsiadujące biotopy, WL – wyspy leśne powiatu pyrzyckiego, TN – torfowisko nakredowe położone między jez. Płoń a jez. Miedwie



minacji siedlisk, dominują albo gatunki łąkowe z klasy *Molinio-Arrhenatheretea* (torfowisko nakredowe) albo gatunki leśne z żyznych lasów liściastych (wyspy leśne powiatu pyrzyckiego).

W pozornie monotonnym krajobrazie rolniczym, silnie przekształconym w badanych ostojach i enklawach leśnych odnotowano 96 gatunków roślin naczyniowych cennych przyrodniczo (tab. 2). Wśród nich wyróżniono trzy grupy – gatunki podlegające ochronie prawnej (ściśle i częściowej), gatunki zagrożone wymarciem i gatunki rzadkie w kraju i regionalnie. Wiele z nich ma tylko jedno stanowisko na badanym terenie z niezbyt dużą liczebnością okazów populacji, inne mają kilka stanowisk, a jeszcze inne mają tylko jedno lub dwa stanowiska, ale występują masowo i zajmują znaczne powierzchnie.

Do najcenniejszych gatunków wśród wyżej wymienionych grup należą rośliny prawnie chronione opracowane na podstawie Rozporządzenia Ministra Środowiska z dnia 28 lipca 2004 r. W Kotlinie Pyrzyckiej odnotowano 31 taksonów. Pod ścisłą ochroną prawną znajduje się 16 gatunków, wśród nich 6 storczyków – *Dactylorhiza majalis*, *D. incarnata*, *Orchis palustris*, *Epipactis palustris*, *E. heleborine*, *Listera ovata* oraz *Cladium mariscus*, *Campanula latifolia*, *Batrachium aquatile* i wiele innych. Częściową ochroną prawną objętych jest 15 gatunków. Wśród nich wiele występuje masowo z ogromną ilością osobników populacji. Są nimi: *Primula veris*, *Galium odoratum*, *Vinca minor*, *Allium ursinum*, *Convallaria majalis*, *Frangula alnus* i *Hedera helix*. Pozostałe występowały nielicznie, na jednym lub kilku stanowiskach.

Inną ważną grupę roślin na badanym terenie stanowią gatunki umieszczone na czerwonej liście gatunków zagrożonych. Przedstawione są według kategorii opracowanych przez Żukowskiego i Jackowiaka (1995). Do zagrożonych wymarciem należą 63 gatunki roślin. Najwięcej odnotowano z kategorii R – rzadkich i przez to potencjalnie zagrożonych – 31 taksonów, nieco

mniej V - narażonych na wyginięcie – 24 gatunki (tab. 2). Do bezpośrednio zagrożonych wymarciem – E odnotowano dwa gatunki. Są to *Orchis palustris* i *Orobanche pallidiflora*, która od niedawna znajduje się także na liście gatunków chronionych (fot. 4).

W grupie gatunków o wysokiej wartości przyrodniczej znalazły się też taksony rzadkie w kraju i regionalnie. Odnotowano ich 25 gatunków (tab. 2). Do interesujących na badanym terenie należą: *Allium ursinum*, *Cirsium acuale*, *Juncus subnodulosus*, *Senecio congestus*, *Tetragonolobus maritimus* i inne.

Dla zachowania i zabezpieczenia bioróżnorodności istniejących interesujących biotopów, ostoi różnorodnych siedlisk i enklaw leśnych w krajobrazie rolniczym Kotliny Pyrzyckiej z cennymi gatunkami roślin i zwierząt, należy tak przygotować i realizować strategię ochrony przyrody w powiecie pyrzyckim (do której administracyjnie teren ten należy), aby pozostały w takim stanie jak są i cieszyły się nadal swoją mało zmienioną naturalnością.



Fot. 4. Zaraza bladokwiatowa (*Orobanche pallidiflora*) – gatunek chroniony i zagrożony w Polsce (fot. W. Bacieczko)

Tab. 2. Wykaz gatunków podlegających ochronie prawnej, zagrożonych wyginięciem i rzadkich na obszarze Kotliny Pyrzyckiej

Lp.	Nazwa gatunku	Status prawny	Kategoria zagrożenia	Gatunki rzadkie w Polsce i lokalnie
1	<i>Achillea ptarmica</i> L.		V	
2	<i>Actaea spicata</i> L.		V	
3	<i>Agromonia procera</i> Wallr.		R	
4	<i>Ajuga genevensis</i> L.		R	
5	<i>Aluns incana</i> (L.) Moench		R	
6	<i>Allium ursinum</i> L.	!		R!
7	<i>Allium scorodoprasum</i> L.		R	
8	<i>Angelica archangelica</i> L.	!!		R!
9	<i>Asarum europaeum</i> L.	!	V	
10	<i>Astragalus cicer</i> L.			R!
11	<i>Batrachium aquatile</i> (L.) Dumort.	!!		
12	<i>Bulboschoenus maritimus</i> (L.) Palla		R	
13	<i>Butomus umbelatus</i> L.		V	
14	<i>Callitriche cophocarpa</i> Sendtn.		V	
15	<i>Campanula rapunculoides</i> L.		V	
16	<i>Campanula latifolia</i> L.	!!		
17	<i>Campanula glomerata</i> L.		R	
18	<i>Carex disticha</i> Hudson		V	
19	<i>Carex lepidocarpa</i> Lausch.		V	
20	<i>Centaureum erythraea</i> Rafm.	!!		
21	<i>Centaureum littorale</i> (Tumer) Gilmour.	!!	V	
22	<i>Ceratophyllum submersum</i> L.		V	R!
23	<i>Chondrilla juncea</i> L.		R	
24	<i>Cirsium acaule</i> Scop.		R	R!
25	<i>Cladium mariscus</i> (L.) Pohl	!!	VR	
26	<i>Clematis vitalba</i> L.		R	R!
27	<i>Clinopodium vulgare</i> L.		R	
28	<i>Conium maculatum</i> L.		R	
29	<i>Convallaria majalis</i> L.	!		
30	<i>Cucubalus baccifer</i> L.		VR	
31	<i>Cyperus fuscus</i> L.			R!
32	<i>Dactylorhiza majalis</i> (Rchb.) P. F. Hunt &	!!		
33	<i>Dactylorhiza incarnata</i> (L.) Soó	!!		
34	<i>Digitalis grandiflora</i> Miller	!!		
35	<i>Epipactis heleborine</i> (L.) Crantz	!!		
36	<i>Epipactis palustris</i> (L.) Crantz	!!	V	
37	<i>Frangula alnus</i> Mill.	!		
38	<i>Galium sylvaticum</i> L.			R!
39	<i>Galium odoratum</i> (L.) Scop.	!		
40	<i>Hedera helix</i> L.	!		
41	<i>Helichrysum arenarium</i> Moench	!		
42	<i>Hepatica nobilis</i> Schreb.	!!		
43	<i>Hydrocotyle vulgaris</i> L.		VR	R!
44	<i>Hypericum humifusum</i> L.		R	
45	<i>Hypericum montanum</i> L.		R	
46	<i>Impatiens glandulifera</i> Royle		R	
47	<i>Inula salicina</i> L.		V	
48	<i>Juncus subnodulosus</i> Schrank		V	R!
49	<i>Kickxia elatine</i> (L.) Dumort		R	
50	<i>Lasepitium prutenicum</i> L.		VR	



51	<i>Lathyrus palustris</i> L.		<b>V</b>	
52	<i>Listera ovata</i> (L.) R. Br.	!!		
53	<i>Lithospermum officinale</i> L.		<b>V</b>	<b>R!</b>
54	<i>Medicago minima</i> (L.)L.		<b>R</b>	
55	<i>Menyanthes trifoliata</i> L.	!		
56	<i>Najas marina</i> L.		<b>R</b>	<b>R!</b>
57	<i>Nuphar lutea</i> (L.) Sibth. & Sm.	!		
58	<i>Nymphaea alba</i> L.	!		
59	<i>Omphalodes verna</i> Moench		<b>R</b>	
60	<i>Ononis spinosa</i> L.	!		<b>R!</b>
61	<i>Orchis palustris</i> Jacq.	!!	<b>E</b>	
62	<i>Orobanche pallidiflora</i> Wimm. & Grab.	!!	<b>E</b>	<b>R!</b>
63	<i>Plantago intermedia</i> Gilib.		<b>R</b>	
64	<i>Petrohagia prolifera</i> (L.) P.W. Ball et Heyw.		<b>R</b>	<b>R!</b>
65	<i>Peucedanum cervaria</i> (L.) Lapeyr.		<b>V</b>	
66	<i>Polypodium vulgare</i> L.	!!		
67	<i>Populus alba</i> L.		<b>V</b>	
68	<i>Populus nigra</i> L.		<b>V</b>	
69	<i>Primula veris</i> L.	!		
70	<i>Pulicaria dysenterica</i> (L.) Bernch.		<b>R</b>	<b>R!</b>
71	<i>Pulmonaria officinalis</i> L.		<b>R</b>	
72	<i>Ranunculus sardous</i> Crantz		<b>R</b>	<b>R!</b>
73	<i>Ranunculus sceleratus</i> L.		<b>R</b>	
74	<i>Reynoutria sachalinensis</i> (F. Schmidt) Nakai			<b>R!</b>
75	<i>Ribes nigrum</i> L.	!		
76	<i>Rumex maritimus</i> L.		<b>R</b>	
77	<i>Rumex sanguineus</i> L.		<b>V</b>	
78	<i>Sambucus racemosa</i> L.		<b>R</b>	
79	<i>Samolus valerandii</i> L.		<b>V</b>	
80	<i>Scabiosa columbaria</i> L.		<b>V</b>	
81	<i>Schoenoplectus tabernaemontani</i> Palla			<b>R!</b>
82	<i>Scrophularia umbrosa</i> Dumort		<b>VR</b>	
83	<i>Sedum maximum</i> (L.) Hoffm		<b>R</b>	
84	<i>Senecio congestus</i> (R. Br.) DC.		<b>VR</b>	<b>R!</b>
85	<i>Sonchus palustris</i> L.		<b>R</b>	<b>R!</b>
86	<i>Sparganium emersum</i> Rehmman			<b>R!</b>
87	<i>Stachys recta</i> L.		<b>V</b>	
88	<i>Trifolium frgiferum</i> L.		<b>R</b>	
89	<i>Triglochin palustre</i> L.		<b>R</b>	
90	<i>Tetragonolobus maritimus</i> (L.) Roht		<b>V</b>	<b>R!</b>
91	<i>Veronica montana</i> L.		<b>V</b>	
92	<i>Viburnum opulus</i> L.	!		
93	<i>Vicia tenuifolia</i> Roth			<b>R!</b>
94	<i>Vicia cassubica</i> L.		<b>R</b>	
95	<i>Vinca minor</i> L.	!		
96	<i>Ulmus minor</i> var. <i>suberosa</i> Rehd.			<b>R!</b>

Objaśnienia: - !! - gatunki pod ochroną ścisłą; ! – gatunki pod ochroną częściową, **V, E, R** – kategorie zagrożenia gatunków według Żukowskiego i Jackowiaka (1995), **R!** - gatunki rzadkie w Polsce i lokalnie według Zarzyckiego i in. (2002)

## LITERATURA

1. Bacieczko W., Klera M. 2008. Protection deserving new abundant locality of *Orobanche pallidiflora* Wimm. et Grab. on Polish Western Pomerania. *Acta Sci. Polon. Biologia*. 8 (3-4), 19-28.
2. Borowiec S. 1970. Geneza i właściwości gleb regionu pyrzyckiego. *Zesz. Pyrz.* 2, 33-45.
3. Borówka R.K. 2007. Jak kształtowała się geologia i rzeźba Niziny Pyrzyckiej [w: Jezioro Miedwie i Nizina Pyrzycka] R.K. Borówka (red.) Oficyna in PLUS, Szczecin, 6-22.
4. Chmiel J. 1993. Flora roślin naczyniowych wschodniej części Pojezierza Gnieźnieńskiego i jej antropogeniczne przeobrażenia w wieku XIX, XX. T. 1, 2. Sorus, Poznań.
5. Karczewski A. 1965. Z zagadnień geomorfologicznych Niziny Pyrzyckiej. *Bad. Fizjogr. Pol. Zach.* 15, 71-92.
6. Kondracki J. 2001. Geografia regionalna Polski. PWN, Warszawa.
7. Koźmiński C. 2007. Klimat i bioklimat [w: Jezioro Miedwie i Nizina Pyrzycka] R.K. Borówka (red.) Oficyna in PLUS, Szczecin, 176-188.
8. Matuszewicz W. 2005. Przewodnik do oznaczania zbiorowisk roślinnych Polski. *Vademecum Geobotanicum*. PWN, Warszawa.
9. Meller E. 2007. Gleby pyrzyckiego zastoiska wodnego [w: Jezioro Miedwie i Nizina Pyrzycka] R.K. Borówka (red.) Oficyna in PLUS, Szczecin, 94-110.
10. Mikołajski J. 1966. Geografia województwa szczecińskiego. Cz. I Pr. Nauk. STN 11, 3-167.
11. Mityk J. 1970. Środowisko geograficzno-przyrodnicze. *Zesz. Pyrzyckie* 3, 7-35.
12. Pawlak G. 1981. Roślinność synantropijna obszaru wybitnie rolniczego na przykładzie okolic wsi Kłodzino w województwie szczecińskim. *Pr. PTPN Kom. Biol.* 56, 3-80.
13. Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 28 lipca 2004 r. w sprawie gatunków dziko występujących roślin objętych ochroną. *Dz.U.* z 2004 r., nr 168, poz. 1764.
14. Rymar E. 2009. Pyrzyce i okolice. SKANER, Lipiany.
15. Szafer W., Kulczyński S., Pawłowski B. 1976. Rośliny polskie. PWN, Warszawa.
16. Zając A. 1978. Założenia metodyczne „Atlasu rozmieszczenia roślin naczyniowych w Polsce”. *Wiad. Bot.* 22 (3), 145-155.
17. Zarzycki K., Trzcńska-Tacik H., Szelaż Z., Wołek J., Korzeniak U. 2002. Ekologiczne liczby wskaźnikowe roślin naczyniowych Polski. *Inst. Bot. Im. W. Szafera, PAN, Kraków*.
18. Żukowski W., Jackowiak B. 1995. Ginące i zagrożone rośliny naczyniowe Pomorza Zachodniego i Wielkopolski. *Bogucki Wydaw. Nauk.*, Poznań.
19. Żukowski W., Latowski K., Jackowiak B., Chmiel J. 1995. Rośliny naczyniowe Wielkopolskiego Parku Narodowego. *Pr. Zakł. Takson. Rośl. UAM w Poznaniu* 4, 5-229.



# ZADRZEWIENIA ALEJOWE NA TERENIE MYŚLIBORZA

Urszula Nawrocka-Grzeškowiak, Anita Cyganowska

Katedra Dendrologii i Kształtowania Terenów Zieleni,  
Zachodniopomorski Uniwersytet Technologiczny w Szczecinie

## WSTĘP

Od wieków trwałym elementem określającym krajobraz są aleje przydrożne. Mają wpływ na kształtowanie tożsamości i wyjątkowości poszczególnych miejsc. Są głównym elementem przestrzennym zarówno pod względem wizualnym, jak też w zakresie oddziaływania klimatycznego. Stanowią element krajobrazu, który znajduje się najbliżej drogi, a więc są najczęściej postrzegane przez człowieka. Wpływają na podnoszenie walorów architektury i tworzenie ładu przestrzennego, wyznaczają kierunki ciągów komunikacyjnych, chronią uprawy, maskują nieatrakcyjne miejsca, stwarzają warunki prywatności i wykwitności. Niestety bliskość drogi powoduje, że w okresie ostatnich lat trwa masowa wycinka drzew przydrożnych. W ten niekontrolowany sposób niszczone jest jedna z wizytówek naszego kraju jaką są piękne i cieniście aleje. Zachodzi trwała i nieodwracalna dewastacja krajobrazu. Chcąc zapobiec zniszczeniu tak ważnego dziedzictwa, jakim są aleje przydrożne, w pracy przedstawiono ich ukryte piękno, kształtowanie się alei od wieków do teraźniejszości. Na przykładzie alei z Nawrocka do Rościna i z Rościna do stacji kolejowej Rościn Krajeński w gminie Myślíbórz zaprezentowano stan obecnego zachowania zadrzewień przydrożnych. Przedstawiono dominujący skład gatunkowy alei oraz wielkości drzew.

## HISTORIA ZAŁOŻEŃ ALEJOWYCH

Drzewo wpisało się na stałe w życie człowieka i mocno zapuściło w nim swoje korzenie. Od stworzenia świata los drzewa i człowieka są wzajemnie ze sobą powiązane. Zgodnie z Ustawą z dn. 16.04.2004 r. o ochronie przy-

rody Dz.U. Nr 92, poz. 880) „zadrzewienia to drzewa i krzewy w granicach pasa drogowego, pojedyncze drzewa lub krzewy albo ich skupiska nie będące lasem (...) wraz z terenem, na którym występują i pozostałymi składnikami szaty roślinnej tego terenu, spełniające cele ochronne, produkcyjne lub społeczno-kulturowe”. Ciąg pasmowy zadrzewień kształtują aleje przydrożne.

Aleja według przyjętej definicji wywodzi się z renesansowych ogrodów kwaterowych (Peryt-Girasimczuk 2008). Rzędowy układ zadrzewień spotykany był zarówno w ogrodach europejskich, jak i na kontynencie azjatyckim już w starożytności. W rozwoju sztuki ogrodowej towarzyszył wszystkim kolejnym epokom.

Aleja jest drogą kołową lub pieszą, której towarzyszą rzędowe nasadzenia drzew. Ponadto określeniem aleja nazywane są również drogi, którym towarzyszą rzędy rzeźb czy fontanna (Majdecki 2007). W rozwoju sztuki ogrodowej szczególne znaczenie odegrały aleje w ogrodach barokowych, gdzie wykształciły się zarówno aleje jednorzędowe, jak i aleje podwójne. Aleje były ważnym środkiem kompozycji w obrębie ogrodu i poza jego granicą. Często stosowanym motywem była aleja na głównej osi założenia ogrodowego, której przebieg kontynuowany był poza terenem ogrodu, aby podkreślić wrażenie jego nieskończoności. Historia zakładania alei i ich związek z kulturą według Majdeckiego (2007) sięga najdawniejszych czasów, począwszy od starożytności.

Dużą uwagę na aleje zwrócono w ogrodach włoskich w epoce renesansu w XVI wieku (Siewniak i Mitkowska 1998). Do najczęściej wykorzystywanych drzew w renesansowych alejach zaliczały się graby i lipy, a w baroku zaczę-



to stosować również kasztanowce, wiązy i buki. Do nasadzeń drzew alejowych wprowadzano także topole, zwłaszcza włoskie, jak również robinie i klony (Majdecka-Strzeżek 2008). Już od XVI wieku dwory i folwarki łączono prostymi gościńcami obsadzonymi drzewami.

Moda na kształtowanie alei rozprzestrzeniła się w całej Europie, docierając także do Polski. Jednym z pierwszych twórców alei był król Jan III Sobieski. Obecnie uznawana za najstarszą sadzoną przez samego króla jest czterorzędowa aleja lipowa z Osłonina do Rzucewa (Nawrocka-Grześkowiak 1998).

W krajobrazie miejskim układy alejowe zaczęły stopniowo pojawiać się w XVII wieku. Jak podaje Siewniak (2008) pierwsze udokumentowane wzmianki obsadzania ulic i kanałów miejskich drzewami w miastach holenderskich datowane są na rok 1611. W miastach aleja rozpowszechniła się w XVIII i XIX wieku. W krajobrazie miejskim występuje razem z drogami komunikacyjnymi i ulicami, jako promenada lub bulwar (Kubalska-Sulkiewicz 2007). Układy alejowe stanowiły silny i czytelny składnik. Wiek ten przyniósł nie tylko formowanie bulwarów i promenad, ale również w parkach zdrojowych tworzono układy alejowe prowadzące do najciekawszych miejsc w okolicy.

W historii zadrzewień komunikacyjnych znane są okresy nazywane „topolową euforią” „topolowy problem” aż do „wojny topolowej” (Siewniak i Siewniak, 2008). Duże znaczenie miały także zadrzewienia śródpolne, które propagował Dezydery Chłapowski i aleje z drzew owocowych, na których najczęściej sadzono takie gatunki jak czereśnie i jabłonie (Nawrocka-Grześkowiak i in. 2008).

Na przestrzeni czasów kształtowała się myśl ochrony drzew w pasach przydrożnych. Pierwsze wzmianki o potrzebie objęcia ochroną zieleni, także poza terenami podlegającymi ochronie konserwatorskiej pojawiły się w latach trzydziestych ubiegłego wieku (Radecki 2006). Przepisy prawne są ekonomicznym środkiem ochrony środowiska mającym zniechęcić do pochop-

nego występowania z wnioskami o zezwolenie na usuwanie drzew i krzewów. Przepisy podają jedno, a obserwując co dzieje się na naszych drogach w okresie ostatnich lat widzimy, że coraz częściej aleje znikają z naszego krajobrazu. Coraz częściej można zauważyć niekontrolowaną wycinkę drzew przydrożnych. Wiele z tych działań prowadzi do nieodwracalnej dewastacji krajobrazu.

## CEL I METODY BADAŃ

W latach 2008-2009 przeprowadzono badania niektórych zadrzewień przydrożnych gminy Myślibórz. Uwagę zwrócono na aleję w okolicy wsi Nawrocko – Rościna oraz przy drodze z Rościna do Rościna Krajeńskiego. Podstawowym celem pracy była inwentaryzacja szczegółowa zadrzewień oraz określenie ich formy, miejsca lokalizacji i wieku. Zwrócono również uwagę na ustalenie, w jakim stopniu zachowane są stare zadrzewienia przydrożne oraz jaka jest zdrowotność drzew. Występujący tam drzewostan charakteryzował się zróżnicowanymi rozmiarami i wiekiem. Pomiary obwodów pni wykonano na wysokości 130 cm. Rozpiętość koron i obwód pni zmierzono przy pomocy taśmy mierniczej, a wysokość drzewa wysokościomierzem.

## WYNIKI

Na poboczu drogi prowadzącej z Nawrocka do Rościna przeprowadzono w 2008 roku szczegółową inwentaryzację dendrologiczną jednej z wybranych alei w gminie Myślibórz. Podczas inwentaryzacji stwierdzono występowanie 288 drzew. W maju 2009 roku zinwentaryzowano drugą aleję (100 drzew) prowadzącą z Rościna do stacji kolejowej Rościna Krajeński (ryc. 1).

### a. Droga z Nawrocka do Rościna

Obszar badań znajduje się na południe od wsi Nawrocko do pobliskiej wsi Rościna. Aleja obustronna z klonu srebrzystego (*Acer saccharinum*) usytuowana jest we wschodniej jej części i ma długość około 900 metrów (fot. 1). Klon srebrzysty do Europy sprowadzony został w 1747 roku.





Ryc. 1. Obszar występowania alei z Nawrocka do Rościna oraz alei z Rościna do Rościna Krajeńskiego (mapa ze Studium Uwarunkowań i Kierunku Zagospodarowania Przestrzennego miasta i gminy Myślibórz, UMiG Myślibórz)



Fot. 1. Klon srebrzysty na trasie z Nawrocka do Rościna (Nawrocka-Grzeškowiak U.)

Jako drzewo alejowe można go głównie spotkać na Pomorzu Zachodnim, gdzie był sadzony od połowy XVII wieku. Innymi drzewami rosnącymi w tej alei są jawor (*Acer pseudoplatanus*) i dąb czerwony (*Quercus rubra*), które stanowią przedłużenie alei aż do wsi Rościna. Zinwentary-

zowane gatunki drzew wchodzące w skład alei w przeważającej części to: klon srebrzysty (149 drzew, z czego 4 zostały usunięte ze względów bezpieczeństwa), dąb czerwony (51 drzew) oraz klon jawor (79 drzew).

Drzewa pozostałych gatunków stanowią

niewielką domieszkę. Razem zinwentaryzowano 288 drzew, z których wiele ma wymiary kwalifikujące je jako drzewa pomnikowe. Wyodrębnianie drzew pomnikowych przyjmuje się w odniesieniu do grubości pnia drzewa mierzono na wysokości 130 cm i porównania do tabel minimalnych wymiarów. Na tej alei, jako drzewa o wymiarach pomnikowych wytypowano 61 drzew klonu srebrzystego (*Acer saccharinum*) o obwodach od 250 do 318 cm i 3 klony jawory (*Acer pseudoplatanus*) o wymiarach 260, 269 i 276 cm. Wiele z drzew wymaga przeprowadzenia zabiegów pielęgnacyjnych polegających głównie na cięciach sanitarnych – usunięciu posuszu w koronie. Gatunkami pozostałymi były pojedyncze egzemplarze o małym znaczeniu dla ogólnego wyglądu alei. Są to: brzoza brodawkowata (*Betula pendula*), jesion zwyczajny (*Fraxinus excelsior*), lipa drobnolistna (*Tilia cordata*), topola osika (*Populus tremula*) i sosna zwyczajna (*Pinus sylvestris*).

#### **b. Droga z Rościna do stacji kolejowej Roścín Krajeński**

Drugą interesującą aleją na danym terenie jest droga, o długości około 900 m, prowadząca od Rościna do stacji kolejowej. Inwentaryzowana aleja przebiega z północnego-zachodu na południowy-wschód od wsi Roścín. Drzewa rosną obustronnie (fot. 2), z wyjątkiem krótkiego odcinka drogi wzdłuż torów kolejowych, gdzie występują tylko po zachodniej stronie drogi. Jest to aleja położona pomiędzy polami uprawnymi. W skład gatunkowy wchodzi m.in.: klon jawor (*Acer pseudoplatanus*), klon zwyczajny (*Acer platanoides*), a także pojedynczo jesion wyniosły (*Fraxinus excelsior*). Przy tej drodze także można wytypować drzewa o wymiarach pomnikowych: 15 klonów zwyczajnych (254-405 cm), 4 jesiony wyniosłe o obwodzie od 250 do 364 cm i aż 22 jawory od 254 do 303 cm. Na szczególne wyróżnienie zasługuje klon zwyczajny o obwodzie 405 cm i jesion wyniosły, który ma obwód 364 cm. Według tabeli Majdeckiego



Fot. 2. Aleja z Rościna do Rościna Krajeńskiego (Cyganowska A.)

(1993) można przyjąć, że jako pomniki przyrody na obu inwentaryzowanych alejach zakwalifikowano aż 105 drzew, które powinny zostać objęte ochroną.

Porównując wyniki zinwentaryzowanych zadrzewień przy drodze Nawrocko – Roścín z regionem alei przy drodze Roścín – Roścín Krajeński znajdującym się w gminie Myślíbórz, łatwo zauważyć zróżnicowanie gatunkowe występujących tam zadrzewień, mimo że obie aleje położone są w niedalekiej odległości od siebie.

Z przeprowadzonych prac inwentaryzacyjnych według Waloryzacji przyrodniczej Gminy Myślíbórz (2000), w jej obrębie zanotowano 55 cennych alei i szpalerów. Zadrzewienia te położone były w różnych częściach gminy. Wśród szczególnych, wyróżniających się alei na terenie gminy Myślíbórz w województwie zachodniopomorskim na uwagę zasługuje dębowa aleja w Sulimierzu, na której można zobaczyć drzewa o około 400 cm obwodzie. Zadrzewienia te są poza granicami gminy w kierunku Rokitna. W okolicy występuje podobna aleja, prowadząca na północny-zachód w kierunku jeziora Paweł, z dębami o około 350 cm obwodzie. Charakterystyczną aleją na obszarze gminy stanowi aleja lipowa wzdłuż czarnego szlaku wiodącego z Głazowa nad jezioro Bandyń. Jest to obustronna, jedna z najstarszych alei zabytkowych, o długości zaledwie 600 m. Interesującą jest również aleja z kasztanowca białego prowadząca z Myślíborza w kierunku Chojny. Stwierdzono występowanie największego udziału zadrzewień przydroż-



nych z lip. Natomiast najmniejszy udział stanowią aleje platanowa i z klonem srebrzystym (*Acer saccharinum*). W całej gminie klony srebrzyste rosną głównie jako pojedyncze drzewa, a tylko aleją jest ta, która została zinwentaryzowana w pracy i jest ona jedną z bardziej interesujących alei obustronnych, gdzie łączna liczba drzew tego gatunku wynosi 149 szt.

Aleje Pomorza Zachodniego charakteryzują się niejednorodnością gatunkową, bowiem duży udział stanowią gatunki mieszane. Poza tym w krajobrazie zaznacza się znikome występowanie alei jednogatunkowych, które uważane są za cenniejsze. Istotnym jest fakt, iż zachodniopomorskie zadrzewienia alejowe na długich odcinkach drogi są nasadzone przemiennie różnymi gatunkami drzew. Najwartościowsze aleje liczą 110-130 lat, a wymiary drzew pozwalają na uznanie ich jako pomniki przyrody.

## PODSUMOWANIE

Aleje przydrożne w okolicy Rościna stanowią ważny element krajobrazu wiejskiego, przyczyniają się tym samym do komponowa-

nia krajobrazu otwartego. Funkcje, jakie spełniają, mają ogromny wpływ na użytkowanie pobliskich pól uprawnych, chronią świat zwierząt oraz roślin, a także wpływają na ochronę gleb przed degradacją. Zadrzewienia przy ciągach komunikacyjnych są również świadectwem świadomego i planowanego kształtowania przestrzeni na danym terenie. Zinwentaryzowane aleje przydrożne przejawiają układ nasadzeń regularnych o przemyślanym lub zróżnicowanym doborze gatunków. Są to aleje obustronne, dwurzędowe, gdzie przeważająca część została posadzona w pobliżu krawędzi jezdni. Pod względem zachowania charakteryzują się dobrym stanem zdrowotności.

Opisane zadrzewienia przydrożne w chwili obecnej nie obejmuje żadna forma ochrony konserwatorskiej, bowiem bardzo rzadko aleje wzdłuż tras komunikacyjnych wpisane są do rejestru zabytków bądź uznane za pomnik przyrody.

Wskazane jest jak najszybciej, w celu ochrony alei z Nawrocka do Rościna, wpisać ją do rejestru jako aleję pomnikową.

## LITERATURA

1. Borysiak J., Janicki D., Piotrowski S., Piotrowski A. 2000. Waloryzacja przyrodnicza gminy Myślibórz. Operat generalny. Dokumentacja z UMiG Myślibórz.
2. Kubalska-Sulkiewicz K. 2007. Słownik terminologiczny sztuk pięknych. Warszawa.
3. Majdecka-Strzeżek A. 2008. Układy alejowe. Zieleń miejska, Nr 3, s.: 20.
4. Majdecki L. 2007. Historia ogrodów. Od starożytności po barok. Tom I. Wyd. Naukowe PWN, Warszawa.
5. Nawrocka-Grzeškowiak U. 1998. Rzucewo – park i zamek. Roczn. Dendr. vol 46:81-85.
6. Nawrocka-Grzeškowiak U., Grzeškowiak M., Baran J. 2008. Zadrzewienia śródpolne i aleje z drzew owocowych i ozdobnych. Praca zbiorowa pod redakcją Greinert A. i Drozdek M.E. pt.: Od promenady do autostrady - Komunikacja z naturą. Zieleń miast i wsi – współczesna i zabytkowa. Wyd. Inst. Zarządzania i Inż. Rol.: 34-40.
7. Peryt-Gierasimczuk I. 2008. Piękno w alejach ukryte. Praca zbiorowa pod redakcją Greinert A. i Drozdek M.E. pt.: Od promenady do autostrady - Komunikacja z naturą. Zieleń miast i wsi - współczesna i zabytkowa. Wyd. Inst. Zarządzania i Inż. Rol.: 10-14.
8. Radecki W. 2006. Ochrona prawna zieleni, drzew i krzewów. Zieleń miejska 7: 22.
9. Siewniak M., Mitkowska A. 1998. Tezaurus sztuki ogrodowej. Oficyna Wydawnicza Rytm, Warszawa.
10. Siewniak M., Siewniak M., 2008. Topole w otoczeniu człowieka. Międzynarodowe Tow. Ochrony i Uprawy Drzew. Zeszyt 5, Wyd. „KLUCZ-DRUK” sp. z o.o.: 48-62.

# ZASOBY NASIENNE OGRODU DENDROLOGICZNEGO W PRZELEWICACH

**Magdalena Bihun**

Centrum Edukacji Środowiskowej w Małkocinie,  
Uniwersytet Szczeciński

Ogród Dendrologiczny w Przelewicach powstał na początku XIX wieku, jako typowy dla tego regionu park przypałacowy. Na przełomie lat ulegał on znacznym przekształceniom, które w rezultacie doprowadziły do powstania bogatej w gatunki i odmiany niezwyklej kolekcji dendrologicznej. Na powierzchni ponad 30 ha można spotkać takie botaniczne „klejnoty” jak: dawidia chińska (symbol Ogrodu), brzoza biała chińska, palecznik chiński, grujecznik japoński, tulipanowiec amerykański, magnolia kjuńska, różanecznik katawbijski, klon japoński i palmowy, jodła olbrzymia, bambus Veitcha, drzewo judaszowe, tulejnik amerykański czy kasztan jadalny. W Ogrodzie Dendrologicznym w Przelewicach znajdują się gatunki roślin egzotycznych, rzadkich, ginących i chronionych. Utrzymanie kolekcji, a tym samym zachowanie bioróżnorodności tego obszaru, stanowi główne zadanie powstałego w 2006 roku Botanicznego Centrum Badawczo-Wdrożeniowego. Jednym z założeń BCBW było utworzenie Banku Nasion i zgromadzenie w nim materiału nasiennego jak największej liczby gatunków roślin występujących w Ogrodzie oraz przechowanie ich w stanie żywotności jak najdłużej. W przypadku wyginięcia któregoś z gatunków możliwe będzie odtworzenie go z nasion zebranych z oznaczonego okazu.

Zbiory nasion w Ogrodzie Dendrologicznym w Przelewicach rozpoczynają się najczęściej już w maju, a kończą w grudniu lub nawet lutym następnego roku. Dojrzałe morfologicznie i fizjologicznie nasiona zbiera się ręcznie, różnymi sposobami:

- z ziemi po samoczynnym ich opadnięciu,
- ręcznie po ich otrząśnięciu,

- przez zrywanie,
- poprzez obcinanie całych pędów z owocostanami.

Bezpośrednio po zbiorze przeprowadza się ocenę jakości nasion, określając ich wilgotność, żywotność oraz zdolność kiełkowania. Oczyszczone, wyłuszczone nasiona podsuśa się do odpowiedniej wilgotności, mieszczącej się w granicach 8-10% dla nasion kategorii „orthodox” (np. świerk, sosna, cis, jodła) oraz 40-60% dla nasion kategorii „recalcitrant” (np. kasztan jadalny, dąb, kasztanowce). Nasiona przechowuje się, w zależności od gatunku, luzem lub w pojemnikach, w temperaturze około 3°C, przy zachowaniu kontroli wilgotności.

W latach 2006-2009 w Banku zgromadzone nasiona 175 gatunków roślin należących do 43 rodzin:

1. *Aceraceae*: *Acer diabolicum*, *Acer japonicum* `Aconitifolium`, *Acer macrophyllum*, *Acer nikoense*, *Acer palmatum*, *Acer palmatum* `Dissectum Ornatum`, *Acer palmatum* `Nicholsonii`, *Acer pensylvanicum*, *Acer platanoides*, *Acer trautwetteri*, *Dipteronia sinensis*;
2. *Amaryllidaceae*: *Galanthus nivalis*;
3. *Anacardiaceae*: *Cotinus coggygria*;
4. *Aquifoliaceae*: *Ilex aquifolium* `Bacciflora`, *Ilex aquifolium* `Crispa`;
5. *Araceae*: *Arum maculatum*, *Calla palustris*, *Lysichiton americanus*;
6. *Asclepiadaceae*: *Asclepias tuberosa*;
7. *Berberidaceae*: *Berberis aggregata*, *Berberis amurensis* (fot. 1), *Berberis thunbergii* `Atropurpurea`





Fot. 1.

8. *Betulaceae*: *Betula maximowicziana*, *Betula alleghaniensis*;  
 9. *Bignoniaceae*: *Campsis radicans*, *Catalpa bignonioides*;  
 10. *Caprifoliaceae*: *Kolkwitzia amabilis*, *Lonicera alpigena*, *Lonicera maackii*, *Lonicera periclymenum*, *Sambucus nigra*, *Viburnum × carlcephalum*, *Viburnum dilatatum*, *Viburnum dentatum*, *Viburnum hupehensis*, *Viburnum lantana*, *Viburnum opulus*, *Viburnum schensianum* (fot. 2);



Fot. 2.

11. *Celastraceae*: *Euonymus europaeus*, *Euonymus fortunei*, *Euonymus fortunei* `Radicans`, *Euonymus nanus*, *Euonymus phellomanus*;  
 12. *Cercidiphyllaceae*: *Cercidiphyllum japonicum*;  
 13. *Coriariaceae*: *Coriaria japonica* (fot. 3);  
 14. *Cornaceae*: *Cornus controversa*, *Cornus florida*, *Cornus kousa*, *Cornus mas*, *Cornus officinalis* (fot. 4);  
 15. *Corylaceae*: *Carpinus betulus*;  
 16. *Cupressaceae*: *Chamaecyparis nootkatensis* `Pendula`, *Chamaecyparis lowsoniana*,



Fot. 3.



Fot. 4.

- Juniperus virginiana*, *Juniperus virginiana* `Canaerti`, *Juniperus virginiana* `Cinerascens`, *Thuja orientalis*;  
 17. *Davidiaceae*: *Davidia involucrata* var. *vilmoriniana* (fot. 5);



Fot. 5.

18. *Ericaceae*: *Rhododendron luteum*, *Rhododendron ponticum*, *Rhododendron schlippenbachii*;  
 19. *Fabaceae*: *Caragana arborescens*, *Cercis canadensis*;  
 20. *Fagaceae*: *Castanea sativa* (fot. 6), *Fagus sylvatica*, *Quercus palustris*, *Quercus rubra*;  
 21. *Grossulariaceae*: *Ribes alpinum*;



Fot. 6.

22. *Hamamelidaceae*: *Hamamelis* × *intermedia*, *Hamamelis* × *intermedia* `Jelena`;

23. *Hippocastanaceae*: *Aesculus hippocastanum*, *Aesculus parviflora*;

24. *Juglandaceae*: *Carya laciniosa*, *Carya ovata*, *Juglans ailantifolia* var. *cordiformis*, *Juglans cinerea* (fot. 7), *Juglans regia*, *Juglans sieboldiana*, *Pterocarya stenoptera*;



Fot. 7.

25. *Lardizabalaceae*: *Decaisnea fargesii* (fot.8);



Fot. 8.

26. *Liliaceae*: *Lilium martagon*;

27. *Magnoliaceae*: *Magnolia kobus* (fot. 9), *Magnolia loebnerii*, *Magnolia liliflora*,

*Magnolia sieboldii*, *Magnolia sinensis*, *Magnolia stellata*;



Fot. 9.

28. *Moraceae*: *Broussonetia papyrifera* (fot. 10);



Fot. 10.

29. *Malvaceae*: *Hibiscus syriacus*;

30. *Oleaceae*: *Fraxinus ornus*, *Syringa amurensis*, *Syringa* × *prestoniae*, *Syringa villosa*;

31. *Paeoniaceae*: *Paeonia suffruticosa*;

32. *Pinaceae*: *Abies cephalonica*, *Abies concolor*, *Abies homolepis*, *Abies holophylla*, *Abies koreana*, *Abies pinsapo*, *Larix decidua*, *Picea omorica*, *Picea pungens*, *Picea wilsonii*, *Pinus armandii*, *Pinus cembra*, *Pinus nigra*, *Pinus parviflora*, *Pinus wallichiana*, *Tsuga canadensis*;

33. *Podophyllaceae*: *Podophyllum hexandrum*;

34. *Ranunculaceae*: *Aconitum vulparia*, *Actaea nigra*, *Aquilegia vulgaris*, *Eranthis hyemalis*, *Pulsatilla vulgaris*;

35. *Rosaceae*: *Aruncus dioicus*, *Chaenomeles japonica*, *Chaenomeles speciosa*, *Cotoneaster bullatus* `Firebird`, *Cotoneaster dielsianus*, *Cotoneaster divaricatus*, *Cotoneaster luci-*



*du*, *Cotoneaster splendens*, *Crataegus intricata*, *Crataegus laevigata*, *Crataegus monogyna*, *Crataegus pedicellata*, *Crataegus punctata* `Aurea`, *Dryas octopetala*, *Exochorda giraldii*, *Exochorda racemosa*, *Filipendula ulmaria*, *Malus pumila*, *Malus tschonoskii*, *Photinia villosa*, *Prunus avium*, *Prunus cerasifera*, *Prunus cerasus*, *Prunus laurocerasus*, *Prunus padus*, *Pyrus communis*, *Rhodotypos scandens*, *Rosa blanda*, *Rosa hemisleyana*, *Rosa hugonis*, *Rosa moyesii*, *Rosa multiflora*, *Rosa rugosa*, *Rosa villosa*, *Rosa virginiana*, *Rosa vosagiaca*, *Sorbus aucuparia*, *Sorbus aria*, *Sorbus commixta* (fot. 11), *Sorbus intermedia*, *Sorbus koehneana*, *Sorbus villmorini*, *Stranvaesia davidiana*;



Fot. 11.

36. *Rubiaceae*: *Galium odoratum*;  
 37. *Rutaceae*: *Dictamnus albus*, *Ptelea trifoliata*;  
 38. *Staphyleaceae*: *Staphylea pinnata* (fot. 12), *Staphylea trifolia*;



Fot. 12.

39. *Styracaceae*: *Halesia carolina* (fot. 13), *Pterostyrax corymbosa*, *Pterostyrax hispida*, *Styrax japonica*;



Fot. 13.

40. *Taxaceae*: *Taxus baccata* (fot. 14), *Torreya nucifera*;  
 41. *Tiliaceae*: *Tilia cordata*, *Tilia platyphyllos*, *Tilia tomentosa*;  
 42. *Ulmaceae*: *Celtis occidentalis*;



Fot. 14.

43. *Verbenaceae*: *Callicarpa japonica* (fot. 15);



Fot. 15.

Nasiona deponowane w Banku służą przede wszystkim zachowaniu materiału genetycznego roślin występujących w Ogrodzie Dendrologicznym w Przelewicach. Nasiona te są wykorzystywane również do wymiany materiału nasiennego z innymi Arboretami i Ogrodami Botanicznymi na świecie w ramach *Index Seminum* oraz do siewów w celu powiększenia kolekcji.



# CZYNNA OCHRONA GATUNKÓW NA PRZYKŁADZIE DŁUGOSZA KRÓLEWSKIEGO OSMUNDA REGALIS L. W REZERWACIE „KARSIBORSKIE PAPROCIE”

**Mariola Wróbel**

Katedra Botaniki i Ochrony Przyrody,  
Zachodniopomorski Uniwersytet Technologiczny w Szczecinie

Ochrona czynna, jako kategoria ochrony prawnej (Ustawa z dnia 15 kwietnia 2004 r. o ochronie przyrody; Dz.U. 2004 Nr 92, poz. 880 z późniejszymi zmianami), jest obecnie podstawowym narzędziem stosowanym w ochronie przyrody. Podejmuje się ją zarówno wtedy, kiedy wskutek antropopresji degradacji ulegają siedliska i zagrożone są populacje roślin, zwierząt i grzybów, ale także wtedy, kiedy trzeba utrzymać niestabilne ekosystemy ukształtowane historycznie przez działalność człowieka, np. murawy kserotermiczne czy łąki ekstensywne. W wielu przypadkach ochrona czynna wspiera i przyspiesza naturalne procesy przyrodnicze (np. przebudowa drzewostanów) lub hamuje tempo spontanicznych przemian w ekosystemach (np. sukcesja roślinności na torfowiskach, zarastanie łąk i muraw), (Symonides 2008).

Sposoby czynnej ochrony wyszczególniono w rozporządzeniu w sprawie gatunków dziko występujących roślin objętych ochroną (Rozp. Min. Środ. z dn. 9 lipca 2004, Dz.U. 2004 Nr 168, poz. 1764). Obejmują one między innymi: zabezpieczanie ostoi i stanowisk roślin chronionych przed zagrożeniami zewnętrznymi; wykonywanie zabiegów zmierzających do utrzymania właściwego stanu siedlisk gatunków; regulację liczebności populacji niechronionych roślin, grzybów i zwierząt mających wpływ na chronione gatunki roślin; wspomaganie rozmnażania się gatunku na stanowisku naturalnym; zabezpieczanie reprezentatywnej części populacji przez ochronę *ex situ*; zasilanie populacji naturalnych przez wprowadzanie osobników pocho-

dzących z hodowli *ex situ*; przenoszenie zagrożonych gatunków roślin objętych ochroną na nowe stanowiska; uprawa roślin należących do gatunków chronionych i wykorzystywanych gospodarczo. W rozporządzeniu wskazuje się także na konieczność prowadzenia systematycznego monitoringu stanowisk, siedlisk i populacji gatunków roślin chronionych oraz dokumentowania wyników takich działań.

Podjęcie zabiegów ochrony czynnej musi być poprzedzone wcześniejszym dokładnym rozpoznaniem zagrożeń i potrzeb konkretnego gatunku oraz stanu siedliska w jakim występuje. Przykładem może być dokładne rozpoznanie aktualnego stanu populacji chronionej paproci długosza królewskiego *Osmunda regalis* L. wykonane w ramach prac nad planem ochrony rezerwatu „Karsiborskie Paprocie” na wyspie Uznam (Jasnowska i in. 2005). Zawarte w tym opracowaniu wnioski i zalecenia ochrony czynnej dotyczyły zarówno samej populacji długosza królewskiego, jak i siedliska na jakim w rezerwacie występował.

Szata roślinna obecnego rezerwatu „Karsiborskie Paprocie” została opisana już w 1962 roku przez Profesora Mieczysława Jasnowskiego w wyniku badań przeprowadzonych na torfowiskach Pomorza Szczecińskiego w końcu lat pięćdziesiątych (Jasnowski 1959, 1962). Została wtedy zgłoszona propozycja utworzenia rezerwatu przyrody dla ochrony bogatego stanowiska długosza królewskiego. Projekt doczekał się realizacji dopiero w roku 1989, na podstawie dokumentacji projektowej opracowanej przez



mgr. inż. Józefa Kmiecika, w której opisano ponad 100 okazów długosza królewskiego *Osmunda regalis*. Na jej podstawie, zarządzeniem Ministra Ochrony Środowiska, Zasobów Naturalnych i Leśnictwa z dnia 8 grudnia 1989 roku (MP Nr 44 poz. 357 z dn. 31 grudnia 1989 r.) powołano rezerwat przyrody „Karsiborskie Paprocie”, w którym celem ochrony było „...zachowanie ze względów naukowych i dydaktycznych najliczniejszego na Pomorzu Zachodnim stanowiska paproci – długosza królewskiego *Osmunda regalis* oraz wiciokrzewu pomorskiego *Lonicera periclymenum*...”.

Rezerwat przyrody „Karsiborskie Paprocie” położony jest na południowym krańcu Wyspy Uznam pomiędzy Małym Zalewem (częścią akwenu Zalewu Szczecińskiego) a Kanałem Piastowskim, który stanowi tor wodny między Zalewem Szczecińskim i portem w Świnoujściu. Rezerwat zajmuje obszar 38,10 ha na terenie Leśnictwa Karsibór w Nadleśnictwie Międzyzdroje i podlega Regionalnej Dyrekcji Lasów Państwowych w Szczecinie.

W sieci obszarów chronionych objętych programem Natura 2000 rezerwat przyrody „Karsiborskie Paprocie” znajduje się na terenie ostoi siedliskowej „Wolin – Uznam” PLH 320019 i ostoi ptasiej „Delta Świny” PLB 320002. Chronionym siedliskiem występującym w rezerwacie wg Załącznika I Dyrektywy Siedliskowej (Dyrektywa Rady 92/43/EEC z dn. 21 maja 1992 r. o ochronie siedlisk przyrodniczych oraz dzikiej fauny i flory) jest pomorski kwaśny las brzoźowo-dębowy *Betulo-Quercetum* (kod 9190), zaś z gatunków zwierząt chronionych na podstawie Dyrektywy Ptasiej (Dyrektywa Rady 79/409/EEC z 2 kwietnia 1979 r. o ochronie dzikich ptaków) stanowisko lęgowe w rezerwacie ma bielik *Haliaeetus albicilla* (Ziarnek i Piątkowska 2008).

Stanowiska długosza królewskiego *Osmunda regalis* rozproszone wokół Zalewu Szczecińskiego są związane z siedliskami kwaśnych olsów z klasy *Alnetea glutinosae*, dla których jest on gatunkiem charakterystycznym zespołu oraz

z pomorskimi kwaśnymi lasami brzoźowo-dębowymi *Betulo-Quercetum*. Największa polska paproć – długosz królewski, gatunek objęty ścisłą ochroną prawną (Rozp. Min. Środ. z dn. 9 lipca 2004, Dz. U. 2004 Nr 168, poz. 1764) ma ponad 100 stanowisk w kraju skupionych jednak w niewielu regionach, w tym w okolicach Zalewu Szczecińskiego na Pomorzu Zachodnim. Gatunek ten wymaga stanowisk półcienistych oraz wilgotnych gleb murszastych ze znacznym udziałem części mineralnych, mezotroficznych lub słabo eutroficznych o kwaśnym (pH 4,5-5,5) lub umiarkowanie kwaśnym odczynie (pH 5,5-6,5). W sprzyjających warunkach siedliskowych tworzy okazałe kępy złożone z kilku osobników, a na pierzastozłożonych liściach rozwijających się z podziemnych kłączy, wytwarza charakterystyczne kłosa zarodniośne (fot. 1, fot. 2).



Fot. 1. Kępa długosza królewskiego *Osmunda regalis* w rezerwacie „Karsiborskie Paprocie”



Fot. 2. Kłos zarodniośny wykształcony na szczycie liścia długosza królewskiego

W momencie powoływania rezerwatu „Karsiborskie Paprocie” stanowiska długosza kró-

lewskiego występowały w runie kwaśnego lasu brzozowo-dębowego *Betulo-Quercetum*, który był dominującym typem zbiorowiska leśnego na terenie obiektu. W obniżeniach ze stagnującą wodą występowały wówczas mniejsze powierzchnie olszyny bagiennej i fragmenty łągów olszowo-jesionowych bez okazów długosza królewskiego.

Warunki siedliskowe w rezerwacie zarówno w przeszłości, jak i obecnie kształtuje naturalne oddziaływanie wód Zalewu Szczecińskiego w połączeniu z czynnikami klimatycznymi – głównie z okresowym przebiegiem pogody, a w mniejszym stopniu z ilością opadów. Charakterystycznym sezonowym zjawiskiem hydrologicznym, które cyklicznie powtarza się w tej części Zalewu Szczecińskiego jest piętrzenie wód Bałtyku przez silne wiatry północno-zachodnie i wtłaczanie ich w kierunku Bramy Świny, dalej w akwen Zalewu Szczecińskiego i ujście Odry, wywołując zjawisko tzw. „cofki”. Występowanie zalewów powierzchniowych niskiej terasy południowego cypla Uznamu, nawet do wysokości 1 m, wynika z niskiego położenia jego brzegów. W bezodpływowych i położonych depresyjnie w stosunku do poziomu Zalewu miejscach woda długo stagnuje i powoduje trwałe zabagnienie terenu, co sprzyja rozwojowi roślinności bagiennej. Aby umożliwić gospodarkę leśną na tym terenie, cały południowy cypel wyspy Uznam, w tym obszar rezerwatu, pocięto rowami melioracyjnymi ułatwiającymi grawitacyjny odpływ wody (Jasnowska i in. 2005).

Na przełomie lat 1995 i 1996 wody „cofki” zalały kompleks leśny na południowym Uznamie, w tym teren rezerwatu, a mroźna zima spowodowała długotrwałe stagnowanie zamrożonych wód. Brak dostępu powietrza i susza fizjologiczna przyczyniły się do zamarcia systemów korzeniowych drzew, głównie drzewostanu dębowego. Sytuację tę lepiej przetrwała olsza czarna przystosowana do wysokiego poziomu wód gruntowych. Kwaśna dąbrowa *Betulo pendulae-Quercetum roboris* na terenie rezerwatu uległa zniszczeniu. Po uzyskaniu zgody Ministerstwa

Środowiska martwe i zamierające 140-letnie dęby szypułkowe *Quercus robur* zostały wtedy wycięte i usunięte. W strefie gniazdowania bieleliki *Haliaeetus albicilla* zachowano fragment martwego lasu dębowego bez jakiegokolwiek ingerencji. Powierzchnie po usunięciu martwego drzewostanu zostały w części zalesione dębem szypułkowym i otoczone siatką dla zabezpieczenia przed zwierzyną. W centralnej części rezerwatu, gdzie wycięto całkowicie martwy drzewostan i pozostawiono otwartą powierzchnię do samorzutnej odnowy, rozwinął się bujny młodnik zdominowany przez brzozę brodawkowatą *Betula pendula*, brzozę omszoną *B. pubescens* oraz kruszynę *Frangula alnus* z niedużą domieszką dębu szypułkowego *Quercus robur*. Zwiększony dopływ światła spowodował masowy rozwój jeżyn i malin, które utworzyły bujne zarośla *Frangulo-Rubetum plicati* (Jasnowska i in. 2005).

Katastrofa hydrologiczna spowodowana przez szczególne warunki pogodowe zniszczyła dotychczasową bierną ochronę przyrody w rezerwacie. Eliminacja zamartwych drzewostanów pozwoliła zabezpieczyć w pewnym stopniu gatunki chronione, dla których utworzono rezerwat florystyczny: ze 100 kęp długosza utrzymało się około 20. Długosz królewski *Osmunda regalis* pojawił się również w założonych uprawach po wycięciu drzewostanu, ale wymagał zabezpieczenia przed nadmiernym ocienieniem i konkurencją ze strony ekspansywnych roślin – orlicy pospolitej *Pteridium aquilinum*, jeżyny fałdowanej *Rubus plicatus* i trzęślicy modrej *Molinia caerulea*. W dobrej kondycji natomiast zachowała się populacja wiciokrzewu pomorskiego *Lonicera peryclimenum* w rezerwacie.

W zaistniałej sytuacji konieczne było podjęcie ochrony czynnej i wykonanie zabiegów ochronnych w celu poprawy stanu siedliska na jakim występowała populacja długosza królewskiego w rezerwacie oraz reintrodukcja tego gatunku na stanowiska, z których ustąpił w wyniku zniszczenia drzewostanu. Realizacja zadań ochronnych sformułowanych w planie ochrony rezerwatu „Karsiborskie Paprocie” zakładała:

- poprawę stanu siedlisk przez usprawnienie przepływu wody w rowach melioracyjnych;
- przywrócenie składu gatunkowego i struktury drzewostanów, odpowiadającego wyróżnionym w rezerwacie siedliskom;
- zabezpieczenie odnowienia drzewostanu dębowego przed zgryzaniem przez zwierzęta;
- eliminację z otoczenia zachowanych okazów długosza królewskiego roślin konkurujących – jeżyny, maliny, trzęślicy modrej;
- wspomaganie rozmnażania długosza królewskiego przez wysiew zarodników zebranych z zarodnikujących okazów paproci w rezerwacie, po uzyskaniu odpowiedniej zgody.

W oparciu o zalecenia zawarte w planie ochrony dla rezerwatu „Karsiborskie Paprocie” (Jasnowska i in. 2005), na wniosek Biura Konserwacji Przyrody w Szczecinie i przy współpracy Nadleśnictwa Międzyzdroje podjęto działania ochrony czynnej sfinansowane ze środków Fundacji EKOFUNDUSZ oraz wojewody zachod-

niopomorskiego w ramach projektu „Ochrona różnorodności siedlisk i gatunków w obszarach Natura 2000 w województwie zachodniopomorskim” (nr 51/13/RDOŚ/09). Realizacja projektu przewidziana na lata 2008-2010 obejmowała między innymi wykonanie zabiegów ochrony czynnej oraz monitorowanie efektów podjętych działań.

Realizacja niektórych zadań, takich jak np. wspomaganie rozmnażania generatywnego długosza królewskiego przez wysiew zarodników i wysadzanie przerośli możliwa była dzięki współpracy z Botanicznym Centrum Badawczo-Wdrożeniowym w Przelewicach. W laboratoriach Centrum prowadzono hodowlę przerośli długosza królewskiego oraz adaptowano młode okazy paproci wyhodowane w warunkach laboratoryjnych do wysadzenia na odpowiednie stanowiska w rezerwacie. Końcowe wyniki i wnioski z realizacji projektu będą tematem oddzielnej publikacji.

## LITERATURA

1. Gromadzki M., Dyrzc A., Głowaciński Z., Wieloch M. 1994: *Ostoje ptaków w Polsce*. Biblioteka Monitoringu Środowiska, Gdańsk.
2. Jasnowska J., Jurzyk S., Wróbel M., Kalisiński M. 2005. Plan ochrony rezerwatu „Karsiborskie Paprocie”. Mscr. na zlecenie BKP w Szczecinie.
3. Jasnowski M. 1959: Charakterystyka geobotaniczna torfowisk rejonu Karsibórz pow. Wolin na wyspie Uznam. M-pis dla Wojewódzkiej Komisji Ochrony Przyrody i dla Wojewódzkiego Konserwatora Przyrody w Szczecinie.
4. Jasnowski M. 1962: Budowa i roślinność torfowisk Pomorza Szczecińskiego. *Szczecińskie Towarzystwo Naukowe*, t.X, Szczecin.
5. Kmiecik J. 1986: Dokumentacja przyrodnicza rezerwatu przyrody „Karsiborskie Paprocie”. Mscr. dla Urzędu Wojewódzkiego w Szczecinie.
6. Symonides E. 2008: *Ochrona przyrody*, WUW, Warszawa.
7. Ziarnek K., Piątkowska D. 2008: Europejska Sieć Ekologiczna Natura 2000 w województwie zachodniopomorskim. BKP w Szczecinie.

# ZASTOSOWANIE TECHNIK BIOLOGII MOLEKULARNEJ DO OKREŚLANIA ZAKRESU ZMIENNOŚCI GENOTYPOWEJ NA PRZYKŁADZIE WYBRANYCH KOLEKCJI DRZEW I KRZEWÓW ZGROMADZONYCH W OGRODZIE DENDROLOGICZNYM W PRZELEWICACH

**Miłosz Smolik**

Zakład Hodowli Roślin Ogrodniczych,  
Zachodniopomorski Uniwersytet Technologiczny w Szczecinie

## WSTĘP

Konwencja o różnorodności biologicznej (ang. *Convention on Biological Diversity* – *CBD*) jako umowa międzynarodowa przyjęta i podpisana na Szczycie Ziemi w Rio de Janeiro 5 czerwca 1992 roku przez przedstawicieli 193 krajów świata w tym Polski, nakłada na jej sygnatariuszy wiele praw i obowiązków. W prawodawstwie polskim funkcjonuje jako ustawa z 2002 roku – Konwencja o różnorodności biologicznej (Dz. U. z 2002 r. Nr 184, poz. 1532). Istotą konwencji (ustawy) jest dbanie o różnorodność biologiczną, chronienie jej zasobów, pomnażanie oraz zrównoważone wykorzystywanie potencjału jakim się cechuje, tak aby w przyszłości, mimo coraz szybszego tempa degradacji środowiska naturalnego, dbając o zasoby genowe – jako najcenniejsze z zasobów, jakim dysponuje ludzkość, mieć możliwość przystosowywania współistniejących z człowiekiem organizmów (w szczególności roślin, w tym roślin uprawnych) do zmieniających się warunków środowiska.

Ogród Dendrologiczny w Przelewicach jako miejsce czy też instytucja, w pełni wpisuje się w strategię ochrony zasobów genowych, ich pomnażania i zrównoważonego wykorzystania. Biorąc pod uwagę powyższe od wielu już lat, dzięki uprzejmości osób zarządzających Ogrodem Dendrologicznym zarówno dziś jak i w przeszłości, naukowcy, w tym pracownicy

Zakładu Hodowli Roślin Ogrodniczych – Wydziału Kształtowania Środowiska i Rolnictwa byłej Akademii Rolniczej w Szczecinie, obecnie Zachodniopomorskiego Uniwersytetu Technologicznego w Szczecinie, mają dostęp do bogatych, często unikatowych kolekcji drzew i krzewów zgromadzonych w Ogrodzie, celem prowadzenia różnorodnych badań.

Z punktu widzenia genetyka i hodowcy roślin, wspomniany powyżej „dostęp do kolekcji” ogranicza się w naszym rozumieniu do pobrania jednego czy też dwóch liści z rośliny (może to być: bylina, trawa, krzew, drzewo) celem pozyskania z zebranej tkanki materiału genetycznego jakim jest kwas dezoksyrybonukleinowy (DNA).

Dzięki temu, że w Ogrodzie Dendrologicznym w Przelewicach występują rośliny w różnorodnych „formach genetycznych”, kolekcje takie są szczególnie interesujące ze względu na cele prowadzonych badań (Chylarecki i in. 2008). Dla przykładu, dysponując materiałem biologicznym (DNA): gatunku, mieszańca międzygatunkowego, czy też licznych ich odmian, wyniki badań genetycznych z jednej strony pozwalają z niemal 100% dokładnością ustalić relacje genetyczne czy też filogenetyczne istniejące między badanymi genotypami.

Mając możliwość badania tak ciekawego i odpowiednio liczego materiału biologicznego, od wielu już lat w Zakładzie Hodowli Roślin



Ogrodniczych prowadzone są prace, celem których jest charakterystyka zmienności genotypowej wybranych kolekcji (lub ich części) drzew i krzewów przy pomocy technik biologii molekularnej opartych o różne modyfikacje (warianty) łańcuchowej reakcji polimerazy (PCR – ang. *Polymerase Chain Reaction*). Wyniki tych prac przedstawiane w formie prac naukowych, magistrskich, doniesień na konferencjach krajowych i międzynarodowych stanowią naszym zdaniem ważny wkład w charakterystykę badanych kolekcji przeprowadzoną na poziomie informacji genetycznej zapisanej w DNA.

## MATERIAŁ I METODY BADAŃ

Badaniom molekularnym na przestrzeni mijających lat poddano szereg gatunków, kolekcji czy też tylko ich części. I tak spośród najważniejszych wymienić należy:

**część kolekcji lilaków** (*Syringa* sp.): z sekcji *Villosae* – *S. × prestoniae*, *S. reflexa*, *S. villosa*, z sekcji *Syringa* – *S. × chinensis*, *S. meyeri*, *S. reticulata* var. *amurensis* oraz *S. vulgaris* (wymieniony materiał roślinny był obiektem badań w pracy opublikowanej przez Rzepkę-Plevneš i in. 2006);

**a ponadto w innej pracy** obiekty lilaka (*Syringa* sp.): *S. × chinensis*, *S. meyeri* ‘Palibin’, *S. × prestoniae* i jego odmiany: ‘Basia’, ‘Jaga’ i ‘Telimena’, *S. vulgaris* wraz z odmianami: ‘Jules Simon’, ‘Katherine Havemeyer’, ‘Krasawica Moskwy’, ‘Madame Lemoine’, ‘Mirabeau’, ‘Miss Ellen Willmott’ oraz ‘Niebo Moskwy’ (określenie zmienności w obrębie sekwencji rDNA – manuskrypt publikacji wysłano do recenzji – Smolik i in. 2010);

**część kolekcji klonów** (*Acer* sp.): *A. japonicum* ‘Aconitifolium’, *A. palmatum* var. *heptalobum*, *A. palmatum* f. *atropurpureum*, odmiany *A. palmatum*: ‘Dissectum Atropurpureum’, ‘Dissectum Ornatum’, ‘Garnet’, ‘Nicholsonii’, ‘Osakazuki’ często jako ‘Heptalobum Osakazuki’,

*A. shirasavanum* ‘Aureum’ (wymieniony materiał roślinny był obiektem badań w pracy opublikowanej przez Rzepkę-Plevneš i in. 2007);

**a ponadto w innej pracy:** *A. palmatum* f. *atropurpureum*, *A. palmatum* var. *heptalobum*, *A. palmatum* i jego odmiany: ‘Dissectum’, ‘Dissectum Atropurpureum’, ‘Dissectum Ornatum’, ‘Elegans’, ‘Garnet’, ‘Nicholsonii’, ‘Sanguineum’ oraz *A. japonicum* ‘Aconitifolium’, *A. shirasavanum* ‘Aureum’, mieszańce: *A. palmatum* × *A. palmatum* ‘Elegans’, *A. palmatum* f. *atropurpureum* i *A. diabolicum* (określenie zmienności w obrębie sekwencji rDNA – manuskrypt publikacji wysłano do recenzji – Smolik i in. 2010);

**część kolekcji kalin** (*Viburnum* sp.): *V. alnifolium* (*lantanoides*), *V. × bodnantense*, *V. × burkwoodii*, *V. × carlcephalum*, *V. dilatatum*, *V. × globosum* ‘Jermyns Globe’, *V. × hillieri*, *V. hupehense*, *V. opulus*, *V. plicatum* i jej odmiany ‘Sterile’ i ‘Watanabe’ oraz *V. sieboldii* (wymieniony materiał roślinny był obiektem badań przeprowadzonych przez – Smolika i Barniak (aplikacja ISSR), Smolika i Hinc (zmienność w rDNA) oraz Smolika i Babij (aplikacja RAPD);

**część kolekcji sosen** (*Pinus* sp.): *P. aristata*, *P. armandii*, *P. flexilis*, *P. griffithii*, *P. mugo*, *P. nigra*, *P. parviflora* i jej odmiana ‘Glaucu’, *P. peuce*, *P. ponderosa*, *P. rigida*, *P. sylvestris*, *P. tabulaeformis* oraz *P. thunbergii* (wymieniony materiał roślinny był obiektem badań zrealizowanych przez Smolika i Szalatego (aplikacja techniki ISSR).

Materiał badawczy zaprezentowany na początku niniejszego rozdziału poddano badaniom genetycznym (molekularnym), celem których było z jednej strony określenie: 1) zakresu zmienności genetycznej (podobieństwa lub różnic) pomiędzy badanymi formami; 2) *fingerprintingu* (genetycznego odcisku palca) możliwie dla każdego spośród badanych obiektów

(unikatowy „kod genetyczny”) – próba opracowania indywidualnych profili genetycznych dla poszczególnych genotypów (mieszkańców, gatunków czy odmian); 3) relacji genetycznych między badanymi obiektami; 4) „udziału” komponentów rodzicielskich mieszańca w mieszańcu (np. międzygatunkowym) w przypadku dysponowania materiałem biologicznym zarówno mieszańca jak i gatunków z których powstał; z drugiej zaś określenie: 1) przydatności wybranych technik biologii molekularnych do tego typu prac; 2) walidacji metod poprzez konfrontację (dyskusję) otrzymanych wyników (dendrogramów przedstawiających opisane relacje genetyczne między obiektami) ze znanym ich pochodzeniem; 3) markerów molekularnych celem odróżniania odrębności genetycznej każdego spośród badanych obiektów (może mieć znaczenie w ochronie praw autorskich dla nowo hodowanych odmian).

Jedną z podstawowych metod biologii molekularnej jaką zastosowano w badaniach, jest łańcuchowa reakcja polimerazy (PCR) (Mullis i in. 1986). Użyto jej w kilku wariantach opisanych w literaturze naukowej jako: RAPD – *Random Amplified Polymorphic DNA* (Williams i in. 1990) czy też ISSR – *Inter-Simple Sequence Repeat* (Ziętkiewicz i in. 1994). Ponadto do amplifikacji sekwencji rybosomalnego DNA (rDNA) zastosowano serię, znanych w piśmiennictwie naukowym, tzw. uniwersalnych starterów (*universal primers*), celem przebadania zmienności w obrębie sekwencji genów determinujących powstawanie podjednostek rybosomalnego RNA (odgrywających kluczową rolę m.in. w translacji) oraz otaczających je tzw. sekwencji przerywnikowych.

Technika PCR to, jak pisał Mullis, replikacja DNA, którą można wielokrotnie powtórzyć w warunkach *in vitro*, otrzymując efekt powielania zamiast całej cząsteczki genomowego DNA tylko jej wybranych fragmentów. Głównym jednak kryterium, stanowiącym o nowo rozwijanych wariantach techniki PCR jest specyficzny i często bardzo ciekawy dobór starterów (*ang. primers*) (jednego, dwóch, często większej liczby), dzięki którym można flankować (ograniczać) regiony DNA, które chcemy powielić (zbadać). Zasadniczą różnicą między replikacją DNA a techniką PCR jest (pomijając „ułomność” techniki PCR w odniesieniu do replikacji DNA) fakt, że w replikacji powieleniu ulega cały genom, zaś w PCR tylko fragment(y) chromosomu(ów).

Istotą techniki PCR jest możliwość powielania (nie kopiowania) fragmentów DNA, uprzednio wyekstrahowanego np. z liści, do tak dużych ilości (ok. 1 mln razy), że możliwym staje się w dość łatwy sposób przeprowadzenie analizy powielonych fragmentów DNA (produktów reakcji PCR), tj. ich uwidocznienie (elektroforeza) w postaci prążków – profili genetycznych. Dla przykładu dwie porównywane próby (matryce DNA) charakteryzujące się identycznym profilem genetycznym – teoretycznie nie różnią się od siebie – są identyczne (fot. 1). Dodać jednak należy – nie różnią się od siebie w określonym fragmencie DNA, który akurat badamy, a którego lokalizacji często w ogóle nie znamy. Przeprowadzenie zaś reakcji w szerszej skali, tj. dziesiątkach powtórzeń, prowadzi do wyników, w których zmienność taką już identyfikujemy.







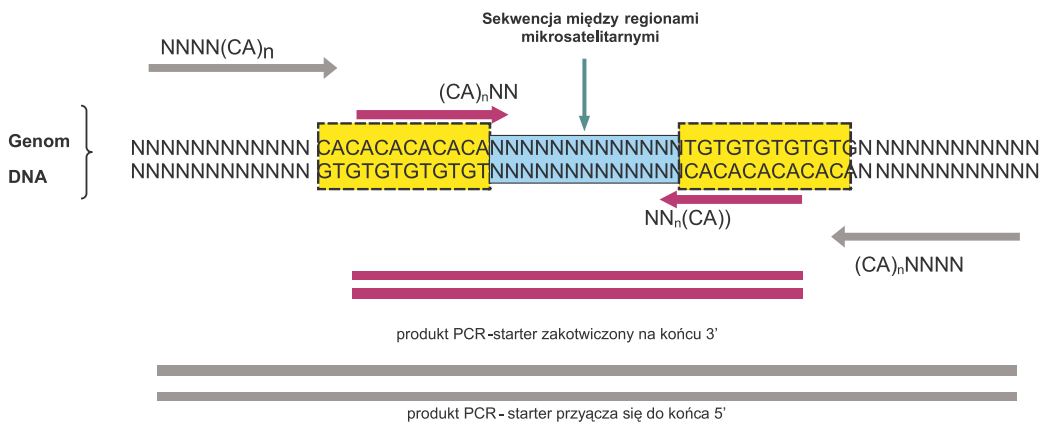
WM – wzorzec masowy, 1 – *V. hillieri*, 2 – *V. dilatatum*, 3 – *V. × carlcephalum*, 4 – *V. opulus*, 5 – *V. hupehense*, 6 – *V. × bodnatense*, 7 – *V. × burkwoodii*, 8 – *V. sieboldii*, 9 – *V. × globosum* ‘Jermyns Globe’, 10 – *V. alnifolium*, 11 – *V. plicatum* ‘Sterile’, 12 – *V. plicatum* f. *tomentosum*, 13 – *V. plicatum*, 14 i 15 – *V. plicatum* ‘Watanabe’

Fot. 2. Elektroforegram produktów RAPD amplifikowanych dla wybranych obiektów kaliny.

Technika **ISSR**. Istotą metody jest powielanie fragmentów sekwencji znajdujących się pomiędzy sekwencjami mikrosatelitarnymi, tj. powtarzającymi się często wiele, bądź też bardzo wiele razy kombinacji nukleotydów np. CA-CACA...CA, lub też GTGGTGTGTGTG... (rys. 2). Zmienność w obrębie tego rodzaju se-

kwencji wykorzystuje się np. w badaniach filogenetycznych, profilowaniu genetycznym, identyfikacji markerów itp.

Technikę ISSR wykorzystano do opisu zmienności w obrębie, części tylko wspomnianych już kolekcji kalin (fot. 3), sosen, lilaków czy też klonów.



Rys. 2. Istota działania techniki ISSR. Jeden starter przyłączany jest komplementarnie w różnych miejscach genomu (ograniczonych do sekwencji mikrosatelitarnych), zaś amplifikacji poddawane są sekwencje znajdujące się między starterami (tj. tym samym starterem przyłączonym w różnych miejscach w obrębie sekwencji mikrosatelitarnych).

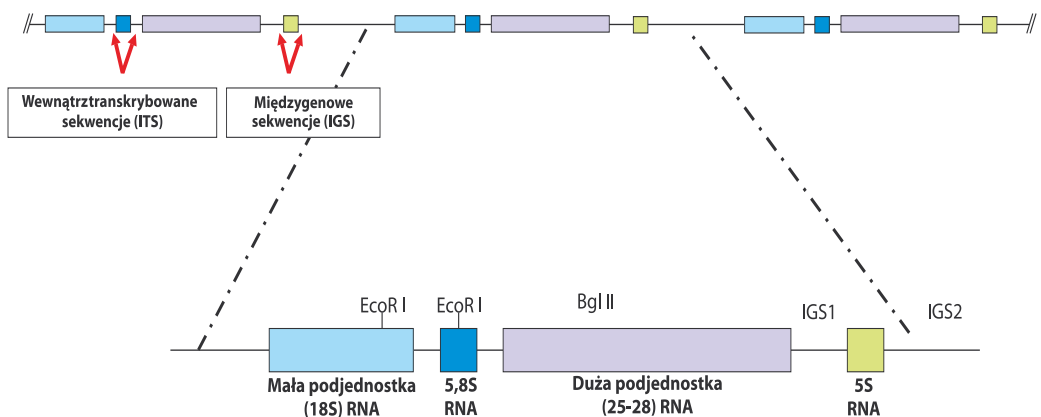


WM – wzorzec masowy, 1 – *V. hillieri*, 2 – *V. dilatatum*, 3 – *V. × carlcephalum*, 4 – *V. opulus*, 5 – *V. hupehense*, 6 – *V. × bodnatense*, 7 – *V. × burkwoodii*, 8 – *V. sieboldii*, 9 – *V. × globosum* 'Jermyns Globe', 10 – *V. alnifolium*, 11 – *V. plicatum* 'Sterile', 12 – *V. plicatum* f. *tomentosum*, 13 – *V. plicatum*, 14 i 15 – *V. plicatum* 'Watanabe'

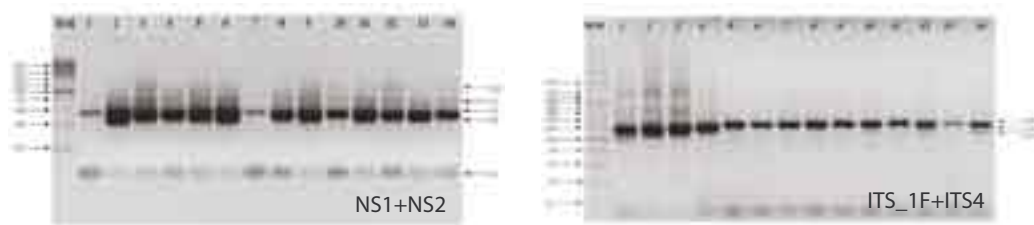
Fot. 3. Elektroforegram produktów ISSR amplifikowanych dla wybranych obiektów kaliny.

**Polimorfizm sekwencji rDNA.** Jedno z bardzo ciekawych podejść metodologicznych do badania sekwencji DNA ograniczonych jednak do sekwencji genów kodujących różne podjednostki rybosomalnego RNA oraz sekwencji występujących między nimi tzw. sekwencji przerywnikowych (rys. 3). Efektem tego typu prac jest identyfikacja zmienności często o charakterze pojedynczych nukleotydów (*ang.* *Single Nucleotide Polymorphism*) lub też niewielkich

delekcji czy insercji. Podejście metodologiczne rutynowo stosowane w badaniach taksonomicznych (weryfikacja istniejących systematyk, czy też ich „korekta”) w obrębie bardzo wielu taksonów. W badaniach kolekcji roślin Ogrodu Dendrologicznego w Przelewicach opisane wyżej podejście metodologiczne zastosowano w ocenie zmienności ww. sekwencji w kolekcjach: lilaków, klonów oraz kalin (fot. 4).



Rys. 3. Schemat rozmieszczenia genów kodujących podjednostki rybosomalnego RNA wraz z sekwencjami przerywnikowymi ITS czy IGS.



WM – wzorzec masowy, 1 – *V. hillieri*, 2 – *V. dilatatum*, 3 – *V. × carlcephalum*, 4 – *V. opulus*, 5 – *V. hupehense*, 6 – *V. × bodnatanse*, 7 – *V. × burkwoodii*, 8 – *V. sieboldii*, 9 – *V. × globosum* ‘Jermyns Globe’, 10 – *V. alnifolium*, 11 – *V. plicatum* ‘Sterile’, 12 – *V. plicatum* f. *tomentosum*, 13 – *V. plicatum*, 14 i 15 – *V. plicatum* ‘Watanabe’

Fot. 4. Elektroforegram produktów PCR amplifikowanych w reakcjach z uniwersalnymi starterami (ITS\_1F, ITS4, NS1 i NS2) komplementarnymi do sekwencji m.in. genów rybosomalnego RNA (rDNA).

## PODSUMOWANIE

Przedstawione w niniejszej pracy metody i wyniki badań, jakie pracownicy Zakładu Hodowli Roślin Ogrodniczych ZUT w Szczecinie zrealizowali, dysponując materiałem biologicznym zgromadzonym w Ogrodzie Dendrologicznym w Przelewicach, mają jedynie charakter pogłówny. Zamierzeniem autora było pokazanie, jak cennym materiałem są przytaczane genotypy i jak można je badać, aby wyniki tych prac miały swój praktyczny wydźwięk.

Cieszymy się, że w jakimś niewielkim stopniu przyczyniamy się do promocji na łamach naukowych periodyków Ogródo Dendrologicznego w Przelewicach.

Ogród Dendrologiczny w Przelewicach „odkryła” dla nas **śp. prof. zw. dr hab. Danuta Rzepka-Plevneš**. Pod jej kierunkiem rozpoczęliśmy swoje pierwsze badania, pisaliśmy pierwsze prace... Badania prowadzimy nadal.

## LITERATURA

1. Chylarecki H., Syczewska M., Misiak K. 2008. Drzewa i krzewy ozdobne ogrodu egzotów w Przelewicach na Ziemi Pyrzyckiej. Przelewice: Ogród Dendrologiczny.
2. Mullis K., Falcoona F., Scharf S., Saiki R., Horn G., Erlich H. 1986. Specific enzymatic amplification of DNA *in vitro*: the polymerase chain reaction. Cold Spring Harbor Symposium on Quantitative Biology. 51 (1): 263–373.
3. Rzepka-Plevneš D., Smolik M., Drzewiecka K. 2007. Genetic variation of some botanical varieties of *Acer* sp. J. of Food Agriculture & Environment Vol. 5 (3-4): 481-485.
4. Rzepka-Plevneš D., Smolik M., Tańska K. 2006. Polymorphism of microsatellite sequences in morphologically and phenologically different genotypes of *Syringa* sp. Dendrobiology (56): 61-67.
5. Williams J.G.K., Kubelik A.R., Livak K.J., Rafalski J.A. i Tingey S.V. 1994. DNA polymorphisms amplified by arbitrary primers are useful as genetic markers. Nucleic Acid Research 18 (22): 6531-6535.
6. Ziętkiewicz E., Rafalski A., Labuda D. 1994. Genome fingerprinting by simple sequence repeat (SSR)-anchored polymerase chain reaction amplification. Genomics 20: 176-183.

# Z OGRODU DO LABORATORIUM IN VITRO

Sylwia Truchlik

Ogród Dendrologiczny w Przelewicach

Wśród czynników zagrażających różnorodności świata roślin najpoważniejszym jest presja człowieka. Szkody wyrządzane są zarówno poprzez działania w zakresie transformacji krajobrazu, jak i bezprawne pozyskiwanie roślin dziko rosnących. W obu przypadkach rośliny reagują zmniejszaniem się liczebności populacji, co w konsekwencji doprowadzić może do jej wymarcia. Szacuje się, że na terenie Polski w ciągu ostatnich 100-150 lat wyginęło około 40 gatunków roślin naczyniowych, a dalszych 36 taksonów jest zagrożonych. Chcąc zapobiec takiej stracie, pilnie poszukuje się skutecznych i dających niemal natychmiastowy efekt sposobów ratowania gatunków uznanych za ginące.

Podejmowane działania muszą być kompleksowe i wielokierunkowe, a ich zakres obejmować powinien: ochronę naturalnych siedlisk roślin lub tworzenie powierzchni chronionych, w których warunki środowiskowe nie będą mogły ulec zmianie, prowadzenie monitoringu oraz mnożenie roślin *ex situ*. Rośliny z takich rozmnożeń mogłyby wzmocnić populację w miejscu jej naturalnego występowania, wzbogacić kolekcje ogrodów botanicznych i jednocześnie stać się dodatkowym źródłem zasobów genowych. Część materiału pochodząca z mnożenia poza naturalnym stanowiskiem gatunku mogłaby być przechowywana w bankach genów i nasion.

Wybór sposobu mnożenia roślin zależy od kilku czynników, między innymi od liczby osobników matecznych i ich zdolności do wydawania żywotnych nasion. W przypadku wielu gatunków zagrożonych wyginięciem ani liczebność populacji, ani ilość i jakość otrzymywanych nasion nie są zadowalające. Spośród znanych sposobów mnożenia roślin tylko metoda *in vitro* pozwala z małego fragmentu tkanki rośliny matecznej uzyskać setki, a nawet tysiące

roślin potomnych, i to niezależnie od pory roku. Dawniej technika ta stosowana była do mnożenia roślin ozdobnych, zwłaszcza doniczkowych, dziś wpisuje się w strategię czynnej ochrony gatunków. Mimo że metoda ta nie jest tania, to stwarza realne szanse ocalenia gatunków rzadkich, chronionych i ginących.

Wiele laboratoriów realizuje badania z zakresu rozmnażania roślin zagrożonych. Do tego grona dołączyło także Laboratorium Kultur Tkankowych Ogrodu Dendrologicznego w Przelewicach. W latach 2007-2009 podjęto w nim próby zainicjowania do wzrostu blisko 60 gatunków i odmian roślin. Wybrano je spośród 1600 taksonów znajdujących się w Ogrodzie. Były to m.in.: *Acer japonicum* 'Aconitifolium', odmiany *Acer palmatum* takie jak: 'Dissectum', 'Dissectum Atropurpureum', 'Dissectum Ornatum', 'Elegans', 'Garnet', 'Nicholsonii', 'Thunbergii', *Betula albo-sinensis*, *Cercis chinensis*, *Cornus florida*, *Cyclamen coum*, *Daphne altica*, *Daphne cneorum*, *Daphne genkwa*, *Daphne mezereum*, *Daphne mezereum* f. *alba*, *Daphne mezereum* 'Rubra', *Davidia involucrata* var. *vilmoriniana*, *Dictamnus albus*, *Magnolia kobus*, *Magnolia liliflora* 'Nigra', *Magnolia officinalis*, *Magnolia stellata* i jej odmiana 'Rosea', *Magnolia tripetala*, *Magnolia* × *soulangeana*, *Paeonia delavayi*, *Paeonia suffruticosa*, odmiany *Rhododendron*, *Rhododendron luteum*, *Rhododendron micranthum*, *Rhododendron oreodoxa*, *Sorbus torminalis*, *Syringa* × *chinensis*, *Syringa meyeri*, *Syringa* × *prestoniae*, *Syringa reflexa*, *Syringa reticulata* var. *mandschurica*, *Syringa villosa*, odmiany *Syringa vulgaris* oraz *Ulmus* × *hollandica* 'Wredei'. Do hodowli *in vitro* wybrano rośliny poszukiwane na rynku, w tym także rzadkie, chronione i ginące. Wśród nich znalazły się te, które ze względu na trudności w tradycyjnym sposobie mnożenia nie były



wcześniej produkowane w szkółce Ogrodu lub były, ale w ilościach niewystarczających do zaspokojenia potrzeb kupujących. Kilka z wymienionych taksonów dość łatwo rozmnaża się poprzez wysiew nasion, jednak doświadczenia kilku ostatnich lat pokazały, że nie corocznie można liczyć na dobrą ich jakość.

Eksplantatami pierwotnymi przeznaczonymi do inicjacji kultur *in vitro* większości gatunków i odmian były stożki wzrostu wraz z małymi fragmentami pędów. W miarę możliwości starano się je pobierać z najniższych (juwenilnych) części roślin matecznych, pochodzących z kolekcji Ogrodu. Próby założenia sterylnych kultur przeprowadzano wiosną, dla wielu taksonów kilkakrotnie. Dla magnolii lekarskiej *Magnolia officinalis* i piwonii krzewiastej *Paeonia suffruticosa* stosowano również wysiew nasion na pożywkę.

Pobrane do założenia kultur fragmenty pędów i nasiona poddawano dezynfekcji. Jej sposób, a także rodzaj, stężenie i czas działania środków dezynfekujących dobierane były indywidualnie dla gatunku i odmiany. Do inicjacji stosowano pożywki będące modyfikacjami pożywki Murashige i Skoog (1962). Mimo że dla wielu taksonów fazę tę powtarzano kilkakrotnie, zmieniając przy tym zarówno skład pożywki, jak i metodę dezynfekcji eksplantatów, to nie zainicjowały one do wzrostu. Przyczyn można dopatrywać się m.in. w wieku roślin, z których pobierano eksplantaty pierwotne. Ich wiek ocenia się na 40-90 lat, a do założenia kultur zaleca się stosowanie jak najmłodszych tkanek. Również genotyp rośliny wpływa na jej zdolność do organogenezy w warunkach *in vitro*. Stąd mówi się o gatunkach łatwo i trudno regenerujących „w szkle”. Do tej ostatniej grupy zalicza się wiele taksonów roślin drzewiastych.

Wśród gatunków i odmian, dla których otrzymano sterylne i stabilne kultury znalazły się: *Cercis chinensis*, *Daphne altica*, *Daphne cneorum*, *Daphne genkwa*, *Daphne mezereum*, *Daphne mezereum* f. *alba*, *Daphne mezereum* ‘*Rubra*’, *Dictamnus albus*, *Magnolia kobus*,

*Magnolia liliflora* ‘*Nigra*’, *Magnolia officinalis*, *Magnolia stellata* i jej odmiana ‘*Rosea*’, *Magnolia tripetala*, *Magnolia*×*soulangeana*, *Rhododendron micranthum*, *Sorbus torminalis*, *Syringa*×*chinensis*, *Syringa meyeri*, *Syringa reflexa* i odmiany *Syringa vulgaris*. Dla nich prowadzono kolejny etap hodowli – fazę namnażania (fot. 1).



Fot. 1. Jarząb brekinia *Sorbus torminalis* na pożywce namnażającej

Na jej przebieg miały wpływ zarówno skład mineralny pożywki, jak i rodzaj oraz stężenie zastosowanych w niej regulatorów wzrostu. Dobierano je indywidualnie dla każdego gatunku i odmiany. Jako pierwszą ustalono optymalną ilość składników mineralnych. W tym celu stosowano pożywkę Lloyd i McCown (1980) zwaną Woody Plant Medium (WPM) oraz Murashige i Skoog (MS) i jej modyfikacje. Dla wielu namnażanych roślin drzewiastych lepszą okazała się pożywka WPM. Ustalając optymalną ilość cytokinin w pożywce, zaobserwowano pewną zależność. Otóż dla większości roślin zielnych korzystniejszą okazała się 6-benzyloaminopuryna (BAP) stosowana w ilości 0,5-3,0 mg·dm<sup>-3</sup>, dla drzewiastych – tidiazuron w ilości 0,01-1,0 mg·dm<sup>-3</sup>. Wawrzynek główkowy *Daphne cneorum*, wawrzynek genkwa *Daphne genkwa*, wawrzynek wilczyłyko *Daphne mezereum* (fot. 2) i jego forma *alba* liczne pędy boczne wytwarzały na pożywce zawierającej w swoim składzie cytokininę w połączeniu z auksyną.



Fot. 2. Wawrzynek wilczelyko *Daphne mezereum* na pożywce namnażającej

Ukorzenianie roślin prowadzono na pożywkach MS i WPM o obniżonej zawartości makro- i mikrośladników, z dodatkiem auksyn: kwasu indolilo-3-octowego (IAA), kwasu indolilo-3-masłowego (IBA) lub kwasu  $\alpha$ -naftylooctowego (NAA) oraz perlitu (fot. 3). Rozwój



Fot. 3. Wawrzynek genkwa *Daphne genkwa* na pożywce ukorzeniającej z dodatkiem perlitu (góra) i w 4 miesiące po wyjęciu ze szkła (dół).

systemu korzeniowego udało się zainicjować u: *Daphne cneorum*, *Daphne genkwa*, *Daphne mezereum*, *Dictamnus albus*, *Magnolia liliflora* 'Nigra', *Magnolia officinalis* (fot. 4), *Magnolia stellata* i jej odmiany 'Rosea', *Magnolia tripetala*, *Magnolia*  $\times$  *soulangeana*, *Syringa*  $\times$  *chinensis*, *Syringa meyeri*, *Syringa reflexa* i odmian *Syringa vulgaris*. Dla tych gatunków i odmian faza ukorzeniania trwała od 4 do 12 tygodni. Następnym etapem było aklimatyzowanie roślin do warunków szklarniowych i przekazanie do szkółki, w celu dalszej ich produkcji.



Fot. 4. Otrzymane metodą *in vitro* rośliny magnolii lekarskiej *Magnolia officinalis*

Wśród roślin jakie w Laboratorium Kultur Tkankowych Ogródu udało się rozmnożyć, znalazły się wawrzynek główkowy *Daphne cneorum* (fot. 5) i wawrzynek wilczelyko *Daphne mezereum* (fot. 6.), szczególnie atrakcyjne w okresie kwitnienia. Masowe ich pozyskiwanie z krajowych stanowisk naturalnych doprowadziło do objęcia tych roślin całkowitą ochroną gatunkową. Rozpoczęte w Laboratorium mnożenie obu wawrzyneków i wprowadzenie ich do oferty handlowej szkółki Ogródu być może ograniczy samowolną i bezprawną dewastację naturalnych siedlisk tych roślin.



Fot. 5. Wawrzynek główkowy *Daphne cneorum*



Fot. 6. Wawrzynek wilczyłyko *Daphne mezereum*

## LITERATURA

1. Bonga J. M., von Aderkas P. 1992. In vitro culture of trees. Kluwer Academic Publisher, The Netherlands: 55-123.
2. Lloyd G., McCown B. 1980. Commercially feasible micropropagation of mountain laurel, *Kalmia latifolia*, by use of shoot-tip culture. Proceedings of the International Plant Propagators' Society 30: 421-427.
3. Mala J., Bylinsky V. 2004. Micropropagation of endangered species *Daphne cneorum*. Biologia Plantarum 48: 633-636.
4. Murashige T., Skoog F. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. Plant physiology 15: 473-497.
5. Pierik R. L. M. 1997. In vitro culture of higher plants. Kluwer Academic Publisher, The Netherlands: 89-113.
6. Werblan-Jakubiec H., Podyma W., Rembiszewski J. M., Olech W., Martyniuk E. 2003. Ochrona ex situ roślin i zwierząt. W: Andrzejewski R., Weigle A. (red.) Różnorodność biologiczna Polski. Narodowa Fundacja Ochrony Środowiska, Warszawa: 263-272.



# JAKOŚĆ WÓD POWIERZCHNIOWYCH GMINY PRZELEWICE

**Andrzej Stefanowicz**

Ogród Dendrologiczny w Przelewicach

W 2007 roku rozpoczęto cykl badań środowiskowych dotyczących jakości wód powierzchniowych, znajdujących się na terenie Gminy Przelewice. Celem podjętych badań było dostarczenie danych niezbędnych dla określenia stanu czystości tych wód, ich eutrofizacji oraz zagrożeń ze strony rolnictwa. W ramach monitoringu prowadzono badania jakości wód w 7 oczkach śródpolnych (ryc. 1), jeziorze Płoń, rzece Płoni oraz Kanale Płońskim i sztucznym zbiorniku pokopalnianym (ryc. 2) – łącznie w 12 punktach pomiarowo-kontrolnych.

## METODYKA BADAŃ

- Próbki wód do badań pobierano raz w miesiącu z centralnych obszarów zbiornika lub w miejscach łatwego dostępu do toni wodnej z głębokości 25-30 cm poniżej lustra wody.
- Część parametrów określano w miejscu poboru, natomiast pozostałe, wymagające zastosowania specjalistycznego sprzętu i odczynników chemicznych, oznaczano po przewiezieniu utrwalonych prób do laboratorium.



Ryc. 1. Lokalizacja oczek wodnych poddanych jakościowemu badaniu wód (Źródło: internet)





Ryc. 2. Lokalizacja pozostałych miejsc poboru próbek wody (Źródło: internet)

Fizyko-chemiczne analizy wód obejmowały oznaczenia wskaźników charakteryzujących właściwości fizyczne wody (pH, temperatura), biogeny (azotany, amoniak, związki fosforu), warunki tlenowe (zawartość tlenu rozpuszczonego, chemiczne zapotrzebowanie tlenu – ChZT, biologiczne zapotrzebowanie tlenu – BZT<sub>5</sub>) oraz skład mineralny (chlorki, przewodność elektrolityczna, wapń, magnez). Zbadano również obecność metali ciężkich (miedź, kadm, rtęć, nikiel, cynk). W kolejnych latach planowane jest kontynuowanie podjętych badań. Na podstawie przeprowadzonych analiz dokonano ogólnej oceny jakości wód powierzchniowych.

## METODYKA OCENY

### Wyniki

Ocenę jakości wód powierzchniowych wykonano według nieobowiązującego rozporządzenia Ministra Środowiska z dnia 11 lutego

2004 r. w sprawie klasyfikacji dla prezentowania stanu wód powierzchniowych i podziemnych, sposobu interpretacji i prezentacji stanu tych wód [1]. Rozporządzenie to straciło moc prawną z dniem 1 stycznia 2005 roku, a do chwili obecnej nie zastąpiono go innymi przepisami prawnymi.

Jakość wód powierzchniowych określa się na podstawie badań prowadzonych w jednym punkcie pomiarowym. Dla każdego wskaźnika jakości wody zmierzonego z częstotliwością jeden raz na miesiąc wyznacza się wartość stężenia odpowiadającą percentylowi 90, a w przypadku mniejszej częstotliwości badań przyjmuje się najmniej korzystną wartość stężenia. Określenia klasy jakości wód powierzchniowych dokonuje się, porównując wyznaczone wartości stężeń poszczególnych wskaźników jakości wody z wartościami granicznymi określonymi w załączniku nr 1 do rozporządzenia [1].

Lp.	Parametr	Oczko 1	Oczko 2	Oczko 3	Oczko 4	Oczko 5	Oczko 6	J. Płoń g.ryb.	Kanał płoński	Kopalnia	Oczko 7	J. Płoń Żuków	Rz. Płonia
1	Temperatura	1	1	1	1	1	1	2	1	2	1	1	1
2	pH	1	5	5	5	1	3	5	5	3	1	5	2
3	Przewodność	1	2	2	1	2	2	2	2	2	2	2	2
4	Chlorki	1	1	1	1	1	1	1	1	1	2	1	1
5	Azotany	1	4	2	1	1	1	1	1	1	1	1	1
6	Amoniak	2	1	2	2	2	2	1	1	1	2	1	1
7	Fosforany	5	5	2	4	5	5	4	4	1	5	3	3
8	Fosfor ogólny	3	2	2	2	3	5	3	3	1	5	2	3
9	Tlen rozp.	5	2	3	5	5	5	1	4	3	4	2	1
10	BZT <sub>5</sub>	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	3
11	ChZT	5	4	4	4	4	5	4	4	5	4	4	4
12	Mg	1	1	1	1	1	1	2	2	2	2	2	2
13	Mn	3	3	3	3	3	3	3	3	1	4	3	3
14	Fe	5	3	4	2	4	3	4	2	2	5	2	5
15	Hg	3	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	3
16	Ni	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
17	Cu	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1
18	Cd	1	3	1	2	2	1	1	3	1		3	3

1 klasa I – bardzo dobra 2 klasa II – dobra 3 klasa III – zadowalająca 4 klasa IV – niezadowalająca 5 klasa V – zła

Klasyfikacja wód danego zbiornika/cieku w zależności od konkretnego parametru

Ocenę wód pod kątem eutrofizacji oparto o przepisy rozporządzenia Ministra Środowiska z dnia 23 grudnia 2002 r. w sprawie kryteriów wyznaczania wód wrażliwych na zanieczyszczenie związkami azotu ze źródeł rolniczych [2].

Zgodnie z art. 9.4 ustawy „Prawo wodne” z dnia 18 lipca 2001 roku, przez eutrofizację rozumie się wzbogacanie wody biogenami, w szczególności związkami azotu lub fosfo-

ru, powodującymi przyspieszony wzrost glonów oraz wyższych form życia roślinnego, w wyniku którego następują niepożądane zakłócenia biologicznych stosunków w środowisku wodnym oraz pogorszenie jakości tych wód [3].

Przy ocenie eutrofizacji śródlądowych wód powierzchniowych stosuje się wskaźniki określone w załączniku nr 1 do powyższego rozporządzenia.

Wskaźniki	Jednostki	Wody stojące (sezon wegetacyjny)	Wody płynące (średnia roczna)
Fosfor ogólny	mg P/dm <sup>3</sup>	> 0,1	> 0,25
Azot ogólny	mg N/dm <sup>3</sup>	> 1,5	> 5
Azot azotanowy	mg NNO <sub>3</sub> /dm <sup>3</sup>	-	> 2,2
Azotany	mg NO <sub>3</sub> /dm <sup>3</sup>	-	> 10
Chlorofil a	mg/dm <sup>3</sup>	> 25	> 25
Przezroczystość	m	< 2	-

Wartości graniczne podstawowych wskaźników eutrofizacji wód powyżej których występuje eutrofizacja

## PODSUMOWANIE I WNIOSKI

- Wszystkie badane wody z wyjątkiem wód kopalni są narażone na eutrofizację – wskazuje na to wysoka zawartość fosforu ogólnego.
- Nie stwierdzono w żadnym z badanych miejsc zanieczyszczenia metalami ciężkimi.
- Niejednokrotnie występowało zbyt niskie lub zbyt wysokie pH, które degradowało wody do niższych klas jakości.
- Parametrami, które najbardziej niekorzystnie wpływają na jakość wód są: fosforany, fosfor ogólny, BZT<sub>5</sub>, ChZT, tlen rozpuszczony.

## LITERATURA

1. Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 11 lutego 2004 r. (Dz. U. z dnia 1 marca 2004 r.).
2. Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia

- Nienajlepsze warunki tlenowe – deficyt tlenu w kilku zbiornikach, wysokie wartości BZT<sub>5</sub> oraz ChZT.
- Często przekroczenia parametrów nie są zbyt duże, ale mimo wszystko kwalifikują badane wody do gorszych klas.

Badane wody są ogólnie w stanie dobrym i należałoby poczynić starania, aby tak pozostało. Kwestią do rozwiązania pozostaje nawożenie pól nawozami fosforowymi – należałoby zmniejszyć ilość tych nawozów stosowanych w rolnictwie. Działania takie pozwolą na poprawę jakości wód powierzchniowych.

- 23 grudnia 2002 r. (Dz. U. Nr 241/02 poz. 2093).
3. Ustawa „Prawo wodne” z dnia 18 lipca 2001 r. (Dz.U.01.115.1229).



# OGRÓD DENDROLOGICZNY W PRZELEWICACH W LICZBACH

## Katarzyna Misiak

Ogród Dendrologiczny w Przelewicach

Właściciel: Gmina Przelewice  
Działki: 9/50, 9/19, 6/1

Położenie geograficzne: 53°06' N 15°04' E  
Wysokość n.p.m.: 50 m

Pierwsze założenie parkowe: lata: 1801-1810  
Przebudowa parku w kolekcję dendrologiczną: lata: 1933-1938

Arboretum jest parkiem zabytkowym wpisanym do rejestru zabytków pod numerem 791. Wpis do rejestru w roku 1976.

Powierzchnia: 49,5 ha  
w tym: 30 ha - arboretum (część udostępniona zwiedzającym)  
4,5 ha - szkółki  
15 ha - teren zagospodarowywany od 2006 roku

Stanowiska uprawy roślin kolekcyjnych:

- cztery stawy o głębokości 1,5-2 m, o powierzchniach: 65 arów (staw centralny) oraz 7,5; 26,5; 37,5 ara (zespół trzech stawów za łąką przed pałacem),
- ok. 10 ha starodrzewu, w tym: ogród japoński ok. 65 arów, starodrzew wzdłuż zachodniej granicy ogrodu ok. 3,6 ha
- ok. 5 ha mokradeł ze źródłami halokrenowymi, rowami melioracyjnymi, porośniętych częściowo lasem łągowym, z naturalnymi stanowiskami marzanki wonnej, bluszczu i barwinka; długość cieków wodnych na terenie Ogrodu ok. 1 km; ujście cieków do rzeki Płoni w odległości ok. 3 km od granicy parku
- 2 oczka wodne zasilane wodą wodociągową,
- ogród skalny o powierzchni 19,5 ara,
- 1,8 ha trzcinowiska,
- łąki: łąka przed pałacem ok. 2 ha (długość 545 m), łąka przy wschodniej granicy 97 arów (z miejscami piknikowymi), łąka przy stawie centralnym 15 arów, łąka przy ogrodzie skalnym 40 arów,
- rabaty bylinowe nad stawem 20 arów.

# WYKAZ GATUNKÓW ROŚLIN DRZEWIASTYCH ROSNĄCYCH W OGRODZIE DENDROLOGICZNYM W PRZELEWICACH

**Katarzyna Misiak**

Ogród Dendrologiczny w Przelewicach

- Abies amabilis* Dougl. ex Forbes  
*Abies cephalonica* Loud.  
*Abies concolor* Lindl. ex Hildebr.  
*Abies concolor* var. *lowiana* (Gord.) Lemm.  
*Abies fraseri* (Pursh) Poir.  
*Abies grandis* Lindl.  
*Abies holophylla* Maxim.  
*Abies homolepis* Sieb. et Zucc.  
*Abies koreana* Wils.  
*Abies nordmanniana* Spach.  
*Abies pinsapo* Boiss.  
*Abies procera* Rehd.  
*Abies spectabilis* Spach.  
*Abies veitchii* Lindl.  
*Abies* × *arnoldiana* Nitz.  
*Abies* × *cephaloniana* Seneta  
*Abutilon* × *hybridum* hort. ex Siebert & Voss  
*Acacia dealbata* Link.  
*Acanthopanax senticosus* (Rupr. et Maxim.)  
*Acer campestre* L.  
*Acer carpinifolium* Sieb. et Zucc.  
*Acer cissifolium* (S. et Z.) K.Koch.  
*Acer davidii* Franch.  
*Acer diabolicum* K. Koch.  
*Acer ginnala* Maxim.  
*Acer griseum* (Franch.) Pax.  
*Acer grosserii* Pax.  
*Acer japonicum* Thunb.  
*Acer macrophyllum* Pursh.  
*Acer negundo* L.  
*Acer nikoense* Maxim.  
*Acer palmatum* Thunb. ex Murray  
*Acer palmatum* f. *atropurpureum* (Vanh.) Schwer.  
*Acer palmatum* var. *heptalobum* Rehd.  
*Acer pensylvanicum* L.  
*Acer platanoides* L.  
*Acer pseudoplatanus* L.  
*Acer pseudo-sieboldianum* (Pax.) Komar  
*Acer rubrum* L.  
*Acer rubrum* var. *trilobum* Torr. et Gray ex Koch  
*Acer saccharinum* L.  
*Acer shirasawanum* Koidz  
*Acer tataricum* L.  
*Acer trautvetteri* Medwed.  
*Actinidia arguta* (S. et Z.) Planch. ex Miq.  
*Actinidia kolomikta* (Maxim. et Rupr.) Maxim  
*Aesculus glabra* Wild.  
*Aesculus hippocastanum* L.  
*Aesculus parviflora* Walt.  
*Aesculus* × *carnea* Hayne  
*Ailanthus altissima* f. *erythrocarpa* (Carr.) Rehd.  
*Akebia quinata* (Houtt.) Decne.  
*Alangium platanifolium* (S. et Z.) Harms.  
*Alnus cordata* (Loisel.) Desf.  
*Alnus glutinosa* (L.) Gaertn.  
*Alnus hirsuta* (Spach.) Rupr.  
*Alnus incana* (L.) Moench.  
*Alnus japonica* (Thunb.) Steud.  
*Alnus viridis* (Chaix) D.C.  
*Amorpha fruticosa* L.  
*Aralia elata* Seem.  
*Aristolochia macrophylla* Lam.  
*Berberis aggregata* C. Schneid.  
*Berberis aggregata* var. *prattii* Schneid.  
*Berberis amurensis* Rupr.  
*Berberis bretschederi* Rehd.  
*Berberis canadensis* Schneid.  
*Berberis julianae* Schneid.  
*Berberis koreana* Palibin.  
*Berberis thunbergii* D.C.  
*Berberis verruculosa* Hemsl. et Wils.  
*Berberis wilsoniae* Hemsl. et Wils.  
*Betula albo-sinensis* Burkill.  
*Betula alleghaniensis* Britton.  
*Betula chichibuensis* Hara.  
*Betula costata* Trautv.  
*Betula dahurica* Pall.  
*Betula ermanii* Cham.  
*Betula fruticosa* Pall.  
*Betula lenta* L.  
*Betula maximowicziana* Regel.  
*Betula nana* L.  
*Betula occidentalis* Hook.  
*Betula papyrifera* Marsh.  
*Betula pendula* Roth.  
*Betula platyphylla* var. *japonica* Sukaczew  
*Betula raddeana* Trautv.  
*Betula schmidtii* Regel.  
*Betula tianschanica* Rupr.  
*Betula utilis* var. *jacquemontii* (Spach.) H. Winkl.  
*Broussonetia papyrifera* (L.) L'Her.  
*Bruckenthalia spiculifolia* (Salisb.) Reichen.  
*Buddleja alternifolia* Maxim.  
*Buxus microphylla* var. *japonica* (Müll. Arg.) Rehd.  
*Buxus sempervirens* L.  
*Callicarpa americana* L.  
*Callicarpa japonica* Thunb.  
*Callistemon rigidus* R. Br.  
*Calluna vulgaris* (L.) Hull  
*Calycanthus fertilis* Walt.  
*Campsis radicans* (L.) Seem.  
*Caragana arborescens* Lam.



*Caragana aurantiaca* Koehne.  
*Caragana decorticans* Hemsl.  
*Caragana frutex* (L.) K.Koch  
*Carpinus betulus* L.  
*Carpinus japonica* Blume  
*Carya laciniosa* (Michx.f.) Loud.  
*Caryopteris x clandonensis* Simmonds ex Rehd.  
*Castanea sativa* Mill.  
*Catalpa bignonioides* Walt.  
*Cedrus atlantica* Manetti.  
*Celastrus scandens* L.  
*Celtis occidentalis* L.  
*Cephalotaxus drupacea* Sieb. et Zucc.  
*Cephalotaxus harringtonia* (Forbes) K. Koch.  
*Cercidiphyllum japonicum* Sieb. et Zucc.  
*Cercidiphyllum magnificum* Nakai.  
*Cercis canadensis* L.  
*Cercis chinensis* Bge  
*Cercis siliquastrum* L.  
*Chaenomeles japonica* (Thunb.) Lindl.  
*Chaenomeles japonica* var. *alpina* Maxim.  
*Chaenomeles speciosa* (Sweet.) Nakai.  
*Chamaecyparis lawsoniana* (Murr.) Parl.  
*Chamaecyparis nootkatensis* (D. Don) Spach  
*Chamaecyparis obtusa* (S. et Z.) Endl.  
*Chamaecyparis pisifera* (S. et Z.) Endl.  
*Chamaecyparis pisifera* f. *filifera* (S. et Z.) Endl.  
*Chimonanthus yunnanensis* W.W.Sm.  
*Clematis heracleifolia* D.C.  
*Clematis montana* var. *rubens* E.H. Wilson  
*Clematis tangutica* (Maxim.) Korsh.  
*Clematis vitalba* L.  
*Clethra alnifolia* L.  
*Coriaria japonica* Gray.  
*Cornus alba* L.  
*Cornus amomum* Mill.  
*Cornus bretschneideri* L. Henry  
*Cornus canadensis* L.  
*Cornus controversa* Hemsl.  
*Cornus florida* L.  
*Cornus kousa* (Buerg.) Hance  
*Cornus mas* L.  
*Cornus officinalis* Sieb. et Zucc.  
*Cornus sanguinea* L.  
*Cornus stolonifera* Michx.  
*Corylopsis pauciflora* Sieb. et Zucc.  
*Corylopsis sinensis* Hemsl.  
*Corylus avellana* L.  
*Corylus colurna* L.  
*Corylus x colurnoides* Shneid.  
*Cotinus coggygria* Scop.  
*Cotoneaster adpressus* Boiss.  
*Cotoneaster atropurpureus* K.E.Flinck et B.Hymlö  
*Cotoneaster bullatus* Boiss.  
*Cotoneaster cochleatus*  
*Cotoneaster conspicuus* Marquand.  
*Cotoneaster dammeri* var. *radicans* Schneid.  
*Cotoneaster dielsianus* Pritz.  
*Cotoneaster divaricatus* Rehd. et Wils.  
*Cotoneaster franchetii* Boiss.  
*Cotoneaster glacialis* (Hook.) Panigrahi & Kumari  
*Cotoneaster hjelmqvistii* K. E. Flinck et B. Hymlö  
*Cotoneaster horizontalis* Decne.  
*Cotoneaster lucidus* Schlecht.  
*Cotoneaster nanshan* Mottet  
*Cotoneaster obscurus* Rehd. et Wils.  
*Cotoneaster procumbens* Klotzsch.  
*Cotoneaster prostratus* Boker non Bean  
*Cotoneaster racemiflorus* var. *veitchii* Rehd. & Wils.  
*Cotoneaster salicifolius* Franch.  
*Crataegus crus-galli* L.  
*Crataegus laevigata* D.C.  
*Crataegus monogyna* Jacq.  
*Crataegus pedicellata* Sarg.  
*Crataegus persimilis* Sarg.  
*Crataegus punctata* Jacq.  
*Crataegus x lavallei* Henricq ex Law.  
*Cryptomeria japonica* D. Don  
*Cunninghamia lanceolata* (Lamb.) Hook.  
*x Cupressocyparis leylandii* (Dall. et Jacks.)  
*Cytisus decumbens* (Durande) Spach  
*Daphne altaica* Pall.  
*Daphne cneorum* L.  
*Daphne genkwa* Sieb. et Zucc.  
*Daphne mezereum* L.  
*Daphne mezereum* f. *alba* (West.) Rehd.  
*Davidia involucrata* var. *vilmoriniana* (Dode.) Wanger.  
*Decaisnea fargesii* Franch.  
*Deutzia gracilis* Sieb. et Zucc.  
*Deutzia parviflora* Bunge  
*Deutzia scabra* Thunb.  
*Deutzia x hybrida* Lemoine  
*Deutzia x magnifica* Rehd.  
*Diervilla sessilifolia* Buckl.  
*Dipelta ventricosa* Hemsl.  
*Dipteronia sinensis* Oliv.  
*Ehretia thyrsoiflora* (S. et Z.) Nakai  
*Elaeagnus commutata* Bernh.  
*Elaeagnus umbellata* Thunb.  
*Elaeagnus x ebbingei* Boom ex Door.  
*Elsholtzia stauntonii* Benth.  
*Enkianthus campanulatus* (Miq.) Nichols.  
*Erica carnea* L.  
*Eucommia ulmoides* Oliv.  
*Euodia daniellii* (Benn) Hemsl.  
*Euonymus europaeus* L.  
*Euonymus fortunei* (Turcz.) Hand.-Mazz.  
*Euonymus macropterus* Rupr.  
*Euonymus nanus* Bieb.  
*Euonymus phellomanus* Loes.  
*Euonymus sacrosanctus* Koidz.  
*Exochorda giraldii* Hesse.  
*Exochorda korolkowii* Lav.  
*Exochorda racemosa* (Lindl.) Rehd.  
*Fagus sylvatica* L.  
*Forsythia x intermedia* Zabel  
*Fothergilla major* Lodd.  
*Fraxinus americana* L.  
*Fraxinus excelsior* L.  
*Fraxinus ornus* L.  
*Gaultheria procumbens* L.  
*Gaultheria shallon* Pursh.  
*Genista radiata* (L.) Scop.  
*Ginkgo biloba* L.  
*Gleditsia sinensis* Lam.  
*Gleditsia triacanthos* L.

*Gymnocladus dioicus* (L.) K.Koch.  
*Halesia carolina* L.  
*Hamamelis japonica* Sieb. et Zucc.  
*Hamamelis japonica* var. *flavo-purpurascens* (Mak.) Rhed.  
*Hamamelis mollis* Oliv.  
*Hamamelis vernalis* Sarg.  
*Hamamelis virginiana* L.  
*Hamamelis* × *intermedia* Rehder  
*Hedera colchica* K. Koch.  
*Hedera helix* L.  
*Heptacodium miconioides* Rehder  
*Hippophaë rhamnoides* L.  
*Holodiscus discolor* (Pursh.) Maxim.  
*Hydrangea arborescens* L.  
*Hydrangea aspera* D. Don  
*Hydrangea heteromalla* D. Don  
*Hydrangea macrophylla* cv. (Thunb.) Ser.  
*Hydrangea paniculata* Sieb.  
*Hydrangea petiolaris* Sieb. et Zucc.  
*Hydrangea quercifolia* Bartr.  
*Hydrangea serrata* (Thunb.) Ser.  
*Hypericum hircinum* L.  
*Hypericum* × *inodorum* Mill.  
*Iberis sempervirens* L.  
*Ilex aquifolium* L.  
*Ilex ciliospinosa* Loes.  
*Ilex crenata* Thunb.  
*Ilex fargesii* Franch.  
*Ilex* × *altaclerensis* Dallim.  
*Jasminum fruticans* L.  
*Jasminum nudiflorum* Lindl.  
*Juglans ailantifolia* var. *cordiformis* (Maxim.) Rehd.  
*Juglans cinerea* L.  
*Juglans nigra* L.  
*Juglans regia* L.  
*Juniperus chinensis* L.  
*Juniperus communis* L.  
*Juniperus communis* subsp. *depressa* (Pursh) E.Murray  
*Juniperus conferta* Parl.  
*Juniperus horizontalis* Moench.  
*Juniperus procumbens* (Endl.) Miq.  
*Juniperus sabina* L.  
*Juniperus scopulorum* Sarg.  
*Juniperus squamata* D. Don  
*Juniperus virginiana* L.  
*Juniperus* × *media* Melle  
*Kalmia angustifolia* L.  
*Kalmia latifolia* L.  
*Kalopanax pictum* (Thunb.) Nakai.  
*Kerria japonica* (L.) D.C.  
*Koelreuteria paniculata* Laxm.  
*Kolkwitzia amabilis* Graebn.  
*Laburnum alpinum* (Mill.) Barecht et Presl.  
*Laburnum anagyroides* Med.  
*Laburnum* × *watereri* (Wettst.) Dipp.  
*Lagerstroemia indica* L.  
*Larix decidua* Mill.  
*Larix decidua* subsp. *polonica* (Racib.) Domin.  
*Larix decidua* var. *sudetica* Mill.  
*Larix gmelinii* var. *olgensis* (Henry) Ostenf. et Syrach  
*Larix gmelinii* var. *principis-rupprechti* (Mayr.) Pilg.  
*Larix kaempferi* (Lambert) Carr.  
*Larix* × *eurolepis* Henry  
*Lavandula angustifolia* Mill.  
*Lespedeza bicolor* Turcz.  
*Leucothoe racemosa* (L.) Gray.  
*Leucothoe walteri* (Wild.) Melvin.  
*Ligustrum ovalifolium* Hassk.  
*Ligustrum vulgare* L.  
*Lindera benzoin* (L.) Bl.  
*Liquidambar styraciflua* L.  
*Liriodendron tulipifera* L.  
*Lonicera alpigena* L.  
*Lonicera caerulea* L.  
*Lonicera canadensis* Bartram ex Marsh.  
*Lonicera caprifolium* L.  
*Lonicera henryi* Hemsl.  
*Lonicera iberica* Bieb.  
*Lonicera japonica* Thunb.  
*Lonicera ledebourii* Esch.  
*Lonicera maackii* (Rupr.) Maxim.  
*Lonicera nigra* L.  
*Lonicera orientalis* Lam.  
*Lonicera perichyenum* L.  
*Lonicera pileata* Oliv.  
*Lonicera ruprechtiana* Regel.  
*Lonicera tatarica* L.  
*Lonicera vesicaria* Komar.  
*Lonicera xylosteum* L.  
*Lonicera* × *amoena* Zab.  
*Lonicera* × *brownii* (Reg.) Carr.  
*Lonicera* × *tellmanniana* Megyar.  
*Maclura pomifera* (Raf.) Schneid.  
*Magnolia acuminata* L.  
*Magnolia delavayi* Franch.  
*Magnolia denudata* Desr.  
*Magnolia hypoleuca* Sieb. et Zucc.  
*Magnolia kobus* Thunb.  
*Magnolia kobus* var. *borealis* Sarg.  
*Magnolia liliiflora* Desr.  
*Magnolia officinalis* var. *biloba* Rehd. et Wils.  
*Magnolia salicifolia* (S. et Z.) Maxim.  
*Magnolia sieboldii* K. Koch.  
*Magnolia sinensis* (Rehd. & E.H. Wilson) Stapf.  
*Magnolia stellata* (S. et Z.) Maxim.  
*Magnolia tripetala* L.  
*Magnolia* × *loebnerii* Kache.  
*Magnolia* × *soulangeana* Soul.-Bod.  
*Mahonia aquifolium* (Pursh.) Nutt.  
*Mahonia japonica* (Thunb.) D.C.  
*Mahonia repens* (Lindl.) G.Don.  
*Malus baccata* (L.) Borkh.  
*Malus baccata* var. *mandschurica* (Maxim.) Schneid.  
*Malus florentina* (Zucc.) Schneid.  
*Malus floribunda* van Houtte.  
*Malus sargentii* Rehd.  
*Malus toringoides* (Rehd.) Hughes.  
*Malus tschonoskii* (Maxim.) Schneid.  
*Malus* × *arnoldiana* (Rhed.) Sarg.  
*Malus* × *hartwigii* Koehne.  
*Malus* × *micromalus* Makino.  
*Malus* × *purpurea* (Barbier) Rehd.  
*Menispermum dauricum* D.C.  
*Menziesia pilosa* (Michx.) Juss.  
*Metasequoia glyptostroboides* Hu et Cheng.

*Microbiota decussata* Komar.  
*Muehlenbeckia axillaris* (Hook.f.) Walp.  
*Myrica gale* L.  
*Myrica pensylvanica* Loisel.  
*Neillia sinensis* Oliv.  
*Nothofagus antarctica* (Forst.) Oerst.  
*Orixa japonica* Thunb.  
*Ostrya carpinifolia* Scop.  
*Pachysandra terminalis* Sieb. et Zucc.  
*Paeonia delavayi* Franch.  
*Paeonia suffruticosa* cv.  
*Parrotia persica* (D.C.) C.A. Mey.  
*Parthenocissus tricuspidata* (Sieb. et Zucc.)  
*Paulownia tomentosa* (Thunb.) Steud.  
*Paxistima canbyi* A. Gray  
*Perovskia atriplicifolia* Benth.  
*Persea americana* Mill.  
*Phellodendron amurense* Rupr.  
*Philadelphus caucasicus* Koehne  
*Philadelphus coronarius* L.  
*Philadelphus indorus* var. *grandiflorus* (Willd.) Gray.  
*Philadelphus microphyllus* Gray.  
*Philadelphus pubescens* Loisel.  
*Photinia villosa* (Thunb.) D.C.  
*Physocarpus opulifolius* (L.) Maxim.  
*Picea abies* (L.) Karst.  
*Picea asperata* Mast.  
*Picea breweriana* S.Wats.  
*Picea engelmannii* Parry ex Engelm.  
*Picea glauca* (Moench.) Voss.  
*Picea glehnii* (Schmidt) Mast.  
*Picea mariana* (Mill) B.S.P.  
*Picea omorika* (Pancic) Purkyne.  
*Picea orientalis* (L.) Link.  
*Picea polita* (S. et Z.) Carr.  
*Picea pungens* Engelm.  
*Picea pungens* f. *glauca* (Regel) Beissn.  
*Picea schrenkiana* Fisch & C.A.Mey.  
*Picea sitchensis* (Bong.) Carr.  
*Picea smithiana* (Wall.) Boiss.  
*Picea wilsonii* Mast.  
*Pieris floribunda* (Pursch.) Benth & Hook.f.  
*Pieris japonica* (Thunb.) D. Don.  
*Pinus aristata* Engelm.  
*Pinus armandii* Franch.  
*Pinus cembra* L.  
*Pinus contorta* Douglas ex Loud  
*Pinus flexilis* James  
*Pinus koraiensis* Sieb. et Zucc.  
*Pinus mugo* Turra.  
*Pinus mugo* var. *pumilio* (Haenke) Zenari.  
*Pinus nigra* Arnold.  
*Pinus parviflora* Sieb. et Zucc.  
*Pinus peuce* Griseb.  
*Pinus pinea* L.  
*Pinus strobus* L.  
*Pinus sylvestris* L.  
*Pinus tabuliformis* Carr.  
*Pinus wallichiana* A. B. Jacks  
*Platanus orientalis* L.  
*Platanus × acerifolia* (Aiton.) Wild.  
*Poncirus trifoliata* (L.) Raf.  
*Populus alba* L.  
*Populus tremula* L.  
*Populus wilsonii* Schneid.  
*Populus × canadensis* (L.) Carr.  
*Populus × canescens* (Ait.) Smith.  
*Populus × euroamericana* (Dode) Guinier.  
*Potentilla fruticosa* L.  
*Potentilla fruticosa* L.  
*Prunus avium* L.  
*Prunus cerasifera* Ehrh.  
*Prunus cerasus* L.  
*Prunus fruticosa* Pall.  
*Prunus laurocerasus* L.  
*Prunus padus* L.  
*Prunus sargentii* Rehd.  
*Prunus serotina* Ehrh.  
*Prunus serrulata* Lindl.  
*Prunus spinosa* L.  
*Prunus subhirtella* Miq.  
*Prunus × yedoensis* Matsum.  
*Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco.  
*Ptelea trifoliata* L.  
*Pterocarya fraxinifolia* (Lam.) Spach.  
*Pterocarya stenoptera* C.DC.  
*Pterostyrax corymbosa* Sieb. et Zucc.  
*Pterostyrax hispida* Sieb. et Zucc.  
*Pyracantha coccinea* M. Roem.  
*Pyrus calleryana* Decne.  
*Pyrus salicifolia* Pall.  
*Quercus cerris* L.  
*Quercus coccinea* Muenchh.  
*Quercus frainetto* Ten.  
*Quercus glauca* Thunb.  
*Quercus pontica* K. Koch.  
*Quercus robur* L.  
*Quercus rubra* L.  
*Rhamnus catharticus* L.  
*Rhamnus costatus* Maxim.  
*Rhamnus frangula* L.  
*Rhododendron atlanticum* Rehd.  
*Rhododendron brachycarpum* D. Don  
*Rhododendron canadense* Torr.  
*Rhododendron catawbiense* Michx.  
*Rhododendron dauricum* L.  
*Rhododendron discolor* Franch.  
*Rhododendron fargesii* Franch.  
*Rhododendron fortunei* Lindl.  
*Rhododendron impeditum* Balf.f. & W.W. Sm.  
*Rhododendron japonicum* (Gray) Sur.  
*Rhododendron luteum* Sweet  
*Rhododendron makinoi* Tagg.  
*Rhododendron maximum* L.  
*Rhododendron micranthum* Turcz.  
*Rhododendron oreodoxa* Franch.  
*Rhododendron ponticum* L.  
*Rhododendron reticulatum* D. Don  
*Rhododendron schlippenbachii* Maxim.  
*Rhododendron smirnowii* Trautv.  
*Rhododendron sutchuenense* Franch.  
*Rhododendron vaseyi* Gray.  
*Rhodotypos scandens* (Thunb.) Mak.  
*Rhus typhina* L.  
*Rhus verniciiflua* Stokes.  
*Ribes alpinum* L.



*Ribes nigrum* L.  
*Ribes sanguineum* Pursh.  
*Ribes uva-crispa* L.  
*Robinia fertilis* Ashe.  
*Robinia hispida* L.  
*Robinia pseudoacacia* L.  
*Rosa acicularis* Lindl.  
*Rosa arvensis* Huds.  
*Rosa blanda* Ait.  
*Rosa canina* L.  
*Rosa centifolia* L.  
*Rosa davidii* Crep.  
*Rosa glauca* Pourr.  
*Rosa hemsleyana* Tacholm.  
*Rosa hugonis* Hemsl.  
*Rosa moyesii* Hemsl. & Wils.  
*Rosa multibracteata* Hemsl. & Wils.  
*Rosa multiflora* Thunb.  
*Rosa nitida* Wild.  
*Rosa omeiensis* Rolfe.  
*Rosa oxyodon* Boiss.  
*Rosa pimpinellifolia* L.  
*Rosa pisocarpa* A. Gray  
*Rosa rubiginosa* L.  
*Rosa rugosa* L.  
*Rosa villosa* L.  
*Rosa virginiana* Mill.  
*Rosa vosagiaca* Desp.  
*Rosa woodsii* Lindl.  
*Rosa* × *damascena* Mill.  
*Rosa* × *rugotida* Darthuis  
*Rubus cockburnianus* Hemsl.  
*Rubus idaeus* L.  
*Rubus odoratus* L.  
*Salix alba* L.  
*Salix caprea* L.  
*Salix elaeagnos* Scop.  
*Salix integra* Thunb.  
*Salix irrorata* Anders.  
*Salix magnifica* Hemsl.  
*Salix purpurea* L.  
*Salix viminalis* L.  
*Salix* × *balfourii* Linton.  
*Salix* × *boydii* Linton.  
*Salix* × *sepulcralis* Simonk.  
*Salix* × *udensis* Trautv. et C. A. Mey.  
*Sambucus nigra* L.  
*Sambucus racemosa*  
*Schizophragma hydrangeoides* Sieb. et Zucc.  
*Sciadopitys verticillata* (Thunb.) S. & Z.  
*Sequoiadendron giganteum* (Lindl.) Buchh.  
*Sibiraea altaiensis* (Laxm.) C.K.Schneid.  
*Sinarundinaria nitida* (Mitford.) Nakai.  
*Sinocalycanthus chinensis* Cheng et S.Y.Chang  
*Skimmia japonica* Thunb.  
*Sorbaria arborea* Schneid.  
*Sorbaria assurgens* Vilm. & Bois.  
*Sorbaria sorbifolia* (L.) A.Br.  
*Sorbus aria* (L.) Cranz.  
*Sorbus aucuparia* L.  
*Sorbus commixta* Hedl.  
*Sorbus intermedia* (Ehrh.) Pers.  
*Sorbus koehneana* C. K. Schneid.  
*Sorbus pogonopetala* Koehne.  
*Sorbus torminalis* (L.) Cranz.  
*Sorbus vilmorinii* C. K. Schneid.  
*Sorbus* × *meinichii* (Lindeb.) Hedl.  
*Spiraea densiflora* Nutt.  
*Spiraea japonica* L.f.  
*Spiraea nipponica* Maxim.  
*Spiraea prunifolia* Sieb. et Zucc.  
*Spiraea salicifolia* L.  
*Spiraea trilobata* L.  
*Spiraea* × *arguta* Zab.  
*Spiraea* × *cinerea* Zab.  
*Spiraea* × *vanhouttei* (Briot.) Zab.  
*Stachyurus praecox* Sieb. et Zucc.  
*Staphylea bumalda* D.C.  
*Staphylea colchica* Stev.  
*Staphylea pinnata* L.  
*Staphylea trifolia* L.  
*Stewartia monadelpha* Sieb. et Zucc.  
*Stewartia pseudocamellia* Maxim.  
*Stewartia rostrata* Sonberg.  
*Stewartia sinensis* Rehd. et Wils.  
*Stranvaesia davidiana* Decne.  
*Styrax japonicus* Sieb. et Zucc.  
*Symphoricarpos albus* (L.) Blake  
*Symphoricarpos* × *chenaultii* Rehder  
*Syringa josikaea* Jacq.  
*Syringa meyeri* Schneid.  
*Syringa reflexa* Schneid.  
*Syringa reticulata* var. *mandschurica* (Maxim.) Hara.  
*Syringa villosa* Vahl  
*Syringa vulgaris* L.  
*Syringa* × *chinensis* Wild.  
*Syringa* × *prestoniae* McKelvey  
*Tamarix ramosissima* Ledeb.  
*Taxodium ascendens* Brongn.  
*Taxodium distichum* (L.) Rich.  
*Taxus baccata* L.  
*Thuja koraiensis* Nakai.  
*Thuja occidentalis* L.  
*Thuja orientalis* L.  
*Thuja plicata* cv. D. Don  
*Thuja standishii* (Gord.) Carr.  
*Thujopsis dolabrata* (Thunb. ex L.f.) Sieb. et Zucc.  
*Tilia cordata* Mill.  
*Tilia henryana* Szyszyl.  
*Tilia platyphyllos* Scop.  
*Tilia tomentosa* Moench.  
*Tilia* × *europaea* L.  
*Toona sinensis* (A. Juss) M. Roem.  
*Torreya nucifera* (L.) Sieb. et Zucc.  
*Torreya nucifera* f. *crispa* (L.) Sieb. et Zucc.  
*Tsuga canadensis* (L.) Carr.  
*Tsuga caroliniana* Engelm.  
*Tsuga heterophylla* (Raf.) Sarg.  
*Tsuga mertensiana* (Bong.) Carr.  
*Ulmus carpinifolia* Gleditsch.  
*Ulmus glabra* Huds.  
*Ulmus laevis* Pall.  
*Ulmus* × *hollandica* Mill.  
*Viburnum alnifolium* Marsh.  
*Viburnum betulifolium* Batal.  
*Viburnum bitchuense* Mak.

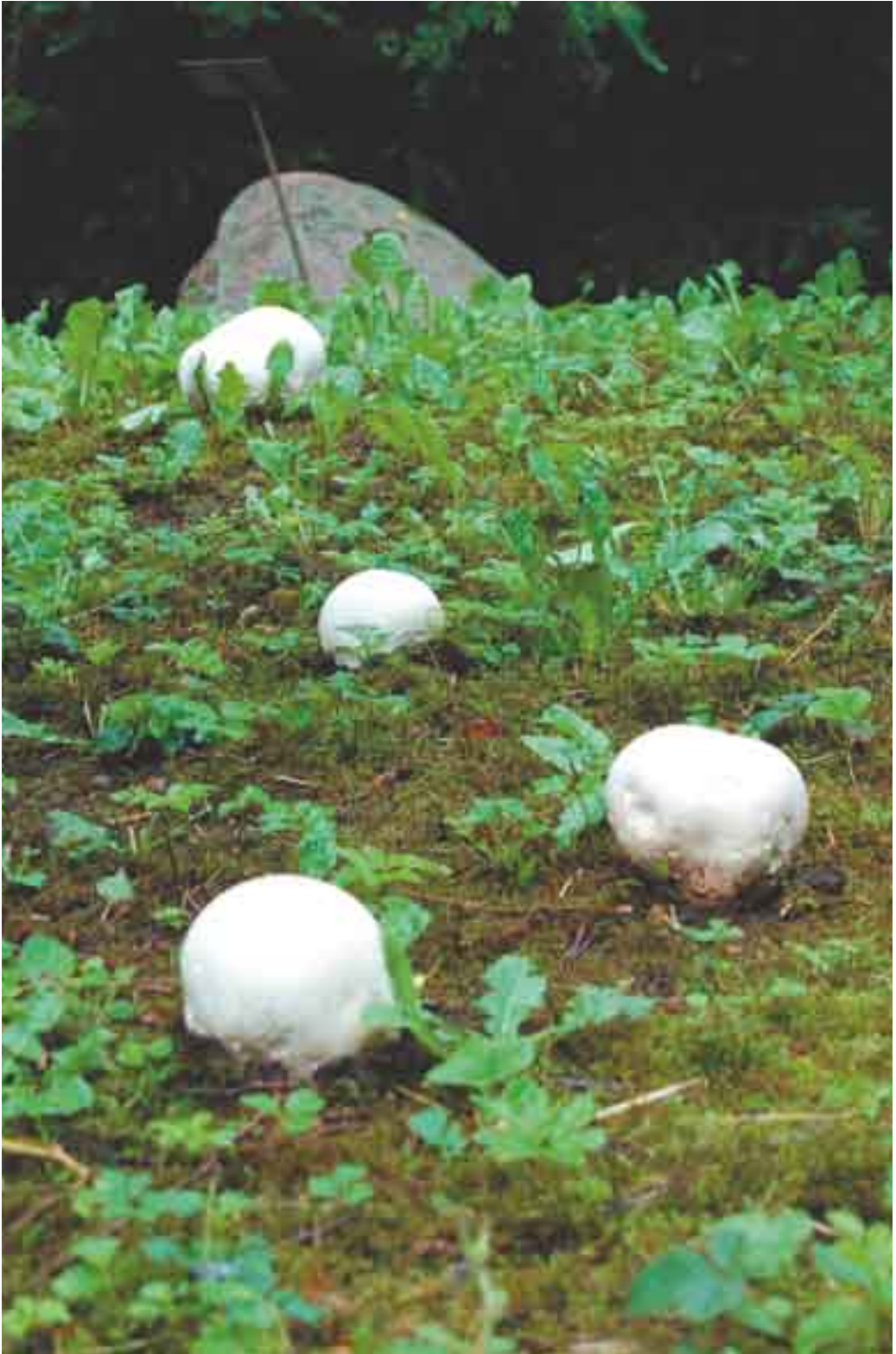


*Viburnum buddleifolium* C. H. Wright  
*Viburnum carlesii* Hemsl.  
*Viburnum dasyanthum* Rehd.  
*Viburnum dentatum* L.  
*Viburnum dilatatum* Thunb.  
*Viburnum edule* (Michaux) Raf.  
*Viburnum farreri* Stearn.  
*Viburnum hupehense* Rehd.  
*Viburnum lantana* L.  
*Viburnum lentago* L.  
*Viburnum lobophyllum* Graebn.  
*Viburnum macrocephalum* f. *keteleerii* Carr.  
*Viburnum opulus* L.  
*Viburnum plicatum* Thunb.  
*Viburnum rhytidophyllum* Hemsl.  
*Viburnum sargentii* Koehne.  
*Viburnum schensianum* Maxim.  
*Viburnum setigerum* Hance.  
*Viburnum sieboldii* Miq.

*Viburnum trilobum* Marsh.  
*Viburnum veitchii* Wright.  
*Viburnum wrightii* Miq.  
*Viburnum* × *bodnatense* Aberconway  
*Viburnum* × *burkwoodii* Burkw. et Skipw.  
*Viburnum* × *carlcephalum* Burkw.  
*Viburnum* × *pragensense* Vik.  
*Viburnum* × *rhytidophylloides* Suring.  
*Vinca major* L.  
*Vinca minor* L.  
*Vitex negundo* L.  
*Vitis coignetiae* Pull.  
*Weigela coraeensis* Thunb.  
*Weigela florida* (Bge.) A.D.C.  
*Weigela florida* cv. (Bge.) A.D.C.  
*Wisteria floribunda* (Wild.) D.C.  
*Xanthorhiza simplicissima* Marsh.  
*Zanthoxylum simulans* Hance.  
*Zelkova serrata* (Thunb.) Mak.



Długosz królewski (*Osmunda regalis*) w kolekcji paproci



Stanowisko purchawicy *Langermannia gigantea* przy Ogrodzie Japońskim



Stanowisko śnieżycy wiosennej *Leucojum vernum* przy źródłisku (fot. S. Truchlik)





Wawrzynek wilczczyko *Daphne mezereum*



Stanowisko z kwitającym bluszczem *Hedera helix*



Przylaszczka *Hepatica nobilis* w pobliżu źródlika



Wiciokrzew pomorski *Lonicera periclymenum*



Dyptam jesionolistny *Dictamnus albus*



Magnolia lekarska (*Magnolia officinalis* var. *biloba*). Światowa Czerwona Księga





Szachownica kostkowata *Fritillaria meleagris* (fot. J. Kunce)





Dębik ośmiopłatkowy *Dryas octopetala*



