Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie
Wydział Biologii i Biotechnologii

Numer albumu: 1497

Tomasz Bałabański

Drożdże chorobotwórcze i potencjalnie chorobotwórcze dla człowieka izolowane z plaż piaszczystych użytkowanych rekreacyjnie

Rozprawa doktorska wykonana

w Katedrze Mikrobiologii i Mykologii

Wydział Biologii i Biotechnologii

UWM w Olsztynie

pod kierunkiem

dr hab. Anny Biedunkiewicz

Olsztyn 2023

University of Warmia and Mazury in Olsztyn
Faculty of Biology and Biotechnology

Album number 1497

Tomasz Bałabański

Yeast pathogenic and potentially pathogenic to humans isolated from sandy beaches used for recreation

Doctoral dissertation written

in the Department of Microbiology and Mycology

Faculty of Biology and Biotechnology

UWM in Olsztyn

under the supervision of

dr hab. Anna Biedunkiewicz

Olsztyn 2023

Olsztyn 2023

STRESZCZENIE

DROŻDŻE CHOROBOTWÓRCZE I POTENCJALNIE CHOROBOTWÓRCZE DLA CZŁOWIEKA IZOLOWANE Z PLAŻ PIASZCZYSTYCH UŻYTKOWANYCH REKREACYJNIE

Tomasz Bałabański

Rozprawa doktorska wykonana pod kierunkiem *dr hab. Anny Biedunkiewicz*
Katedra Mikrobiologii i Mykologii, Wydział Biologii i Biotechnologii, Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie

Drożdże posiadają szereg unikalnych cech środowiskowych, które umożliwiają im kolonizowanie gleby i piasku. Mogą krążyć sezonowo pomiędzy poszczególnymi ogniwami ekosystemu jeziornego, do których zaliczamy: piasek plaż, wodę i przybrzeżną fyllosferę. Z uwagi na związek aktywności człowieka ze zbiornikami wodnymi należy rozpatrywać ludzi jako potencjalny wektor mikrogrzybów. Gromadzenie się ludności na plażach sprzyja rozwojowi i transmisji drożdży, powodując narastające zagrożenie sanitarno-epidemiologiczne. Celem badań było określenie składu gatunkowego i ilościowego populacji drożdży potencjalnie chorobotwórczych i chorobotwórczych dla człowieka, obecnych w piasku nadzorowanych i nienadzorowanych plaż oraz boisk do siatkówki plażowej, położonych przy kąpieliskach miejskich, nad brzegami jezior na terenie miasta Olsztyn (płn.-wsch. Polska).

Materiał do badań stanowiły próbki piasku pobrane w 2. sezonach letnich (2018-2019; 2019-2020) z 12. stanowisk badawczych w obrębie plaż piaszczystych 4. jezior zlokalizowanych w granicach administracyjnych Olsztyna. W trakcie badań stosowano standardowe metody izolacyjne i identyfikacyjne wykorzystywane w laboratoriach mykologicznych.

W trakcie badań uzyskano łącznie 298 izolatów drożdży, wśród których zidentyfikowano 67 gatunków, należących do 49. rodzajów. Wśród wszystkich izolatów stwierdzono 5 dwugatunkowych, a 11 oznaczono tylko do rodzaju z uwagi na niewystarczające dane do pełnej identyfikacji. 8 gatunków zakwalifikowano do 2. grupy biobezpieczeństwa (BSL-2). Najwięcej żywych komórek drożdży stwierdzono w próbach piasku pobranych w lipcu 2018-2019 ($4{,}17 \times 10^3$ jtk/g), sierpniu i wrześniu 2019-2020 (odpowiednio $1{,}30 \times 10^3$ jtk/g i $7{,}30 \times 10^2$ jtk/g). Najmniej w kwietniu, wrześniu i październiku 2018-2019 ($1{,}04 \times 10^2$ jtk/g, $7{,}77 \times 10^1$ jtk/g i $1{,}09 \times 10^2$ jtk/g).

Uzyskane wyniki wskazują na kontaminację piasku drożdżami, które mogą stanowić czynniki etiologiczne ludzkich mykoz. W tym świetle uzasadnione jest prowadzenie stałego monitoringu sanitarno-epidemiologicznego piasku plaż i boisk do siatkówki plażowej oraz dalszych badań w zakresie jego czystości mykologicznej, wraz z czynnościami prowadzącymi do objęcia powyższych zagadnień odpowiednimi regulacjami prawnymi.

Olsztyn 2023

ABSTRACT

YEAST PATHOGENIC AND POTENTIALLY PATHOGENIC TO HUMANS ISOLATED FROM SANDY BEACHES USED FOR RECREATION

Tomasz Bałabański

Doctoral dissertation written under the supervision of dr hab. Anny Biedunkiewicz Department of Microbiology and Mycology, Faculty of Biology and Biotechnology, University of Warmia and Mazury in Olsztyn

Yeast has several unique environmental properties that allow them to colonize soil and sand. They can circulate seasonally between individual elements of the lake ecosystem, which include: beaches sand, water and coastal phyllosphere. Due to the relationship between human activity and water reservoirs, people should be considered as a potential yeast vectors. The people accumulation on the beaches promotes development and transmission of yeast, and causing a growing sanitary and epidemiological threat. The research aimed to determine the taxonomic and quantitative composition of the potentially pathogenic and pathogenic yeast population for human, present in the sand of supervised and unsupervised beaches and beach volleyball courts, located above municipal bathing areas, on the shores of lakes in the city of Olsztyn (north-east Poland).

The research material consisted of sand samples collected in the two research seasons (2018-1019; 2019-2020) from 12. research stands within sandy beaches of 4. lakes located within the administrative boundaries of Olsztyn. During the tests, standard insulation and identification methods used in mycological laboratories were used.

During the research, a total of 298 yeast isolates were obtained, among which 67 species belonging to 49. genera were identified. Among all isolates, 5 multi-species were found, and 11 were marked only to the genus due to insufficient data for full identification. Eight species were classified to the second biosafety level (BSL-2). The most live yeast cells were found in sand samples taken in July 2018-2019 (4.17×10^3 CFU/g), and August and September 2019-2020 (1.30×10^3 CFU/g and 7.30×10^2 CFU/g). The least in April, September and October 2018-2019 (1.04×10^2 CFU/g, 7.77×10^1 CFU/g and 1.09×10^2 CFU/g).

In this light, it is justified to carry out continuous sanitary and epidemiological monitoring of beach sand and beach volleyball courts as well as further research into its mycological purity, along with activities leading to the coverage of the above issues with appropriate legal regulations.

SPIS TREŚCI

1. Wstęp 7
1.1. Charakterystyka ekologiczna i fizjologiczna mikrogrzybów, w tym drożdży, w kontekście ich potencjalnej chorobotwórczości 7
1.2. Warunki stymulujące i hamujące rozwój mikrogrzybów 10
1.2.1. Czynniki predysponujące do występowania mykoz 10
1.2.1.1. Czynniki predysponujące sportowców do infekcji grzybiczych 13
1.2.2. Antymykotyki, mykostatyki i lekooporność mikrogrzybów 15
1.3. Ogólna charakterystyka ekosystemu jeziornego z uwzględnieniem roli drożdży ... 18
1.3.1. Transmisja drożdży w obrębie ekosystemu jeziornego 18
1.3.2. Gleba, piasek 19
1.3.3. Woda jeziorna 23
1.3.4. Fyllosfera 25
1.3.5. Ocena mykologiczna ekosystemów jeziornych 26
1.4. Ogólna charakterystyka dyscypliny siatkówka plażowa 27
1.5. Uzasadnienie wyboru tematu i cel badań 28
2. Materiał i metody 30
2.1. Teren badań 30
2.1.1. Jezioro Kortowskie 30
2.1.2. Jezioro Skanda 31
2.1.3. Jezioro Tyrsko 32
2.1.4. Jezioro Ukiel 33
2.2. Pobieranie prób 40
2.3. Izolacja i hodowla drożdży 41
2.4. Ocena liczebności drożdży 43
2.5. Ocena zdolności fermentacyjnych drożdży 44
2.6. Ocena cech mikromorfologicznych drożdży 44
2.7. Analizy molekularne 46
2.8. Identyfikacja gatunkowa 46
2.9. Analiza statystyczna 47
2.10. Pozyskanie informacji technicznych w zakresie kontroli plaż nadzorowanych ... 47
3. Wyniki 48
3.1. Drożdże wyizolowane z badanych prób piasku 48
3.2. Oznaczenia molekularne 51
3.3. Wyniki oznaczeń drożdży z uwzględnieniem badanych jezior 53

3.3.1. Jezioro Kortowskie 78
3.3.2. Jezioro Skanda 84
3.3.3. Jezioro Tyrsko 90
3.3.4. Jezioro Ukiel 96
3.4. Boiska do siatkówki plażowej 102
3.5. Analiza struktury ilościowej populacji drożdży w piasku badanych plaż i boisk . 107
3.6. Wyniki analiz statystycznych 117
3.7. Tablice 119
4. Dyskusja 146
5. Wnioski 168
6. Spis literatury 171
7. Spis tabel, rycin, tablic i załączników 193
8. Załączniki 203

1. Wstęp

1.1. Charakterystyka ekologiczna i fizjologiczna mikrogrzybów, w tym drożdży, w kontekście ich potencjalnej chorobotwórczości

Mikrogrzyby, w tym drożdże, charakteryzują się wysoką plastycznością fizjologiczną i ekologiczną, która umożliwia im dostosowywanie się do warunków panujących w danym momencie w środowisku (KRAJEWSKA-KUŁAK i in. 2010; TEDERSOO i in. 2014; WRZOSEK i in. 2017; YURKOV 2018). Ponadto wykazują szeroką tolerancję na szereg czynników środowiskowych, takich jak: temperatura, promieniowanie UV, światło, wilgotność, zawartość soli oraz warunki ograniczonej dostępności biogenów i wody (BUCZYŃSKA i in. 2007; EJDYS i in. 2013; WRZOSEK i in. 2017; KOWALSKI i PASTUSZKA 2018). Dzięki tak unikatowym właściwościom mikrogrzyby osiągnęły sukces ekologiczny i zasiedlają większość ekosystemów biosfery. Występują m. in. w glebie, wodzie, materii organicznej, obszarach zurbanizowanych antroposfery, ontosferze oraz czasowo w powietrzu, wchodząc w skład bioaerozoli (WIEJAK 2011; JOHNSON i in. 2012; ŻUKIEWICZ-SOBCZAK i in. 2012; REDDY i SRINIVAS 2017).

Szczególną rolę w kształtowaniu właściwości adaptacyjnych mikrogrzybów odgrywa ich unikalny ekologicznie i fizjologicznie sposób odżywiania, oparty na osmotrofii pierwotnej oraz plastyczny aparat enzymatyczny. Egzoenzymy zostają wydzielone do środowiska, by prowadzić rozkład substratów pokarmowych, którego produkty są następnie wchłaniane do komórki na drodze osmozy. Aparat enzymatyczny może ulegać modyfikacjom wraz ze zmianą warunków panujących w środowisku. W momencie pojawienia się nawet niewielkich ilości nowego substratu lub zmiany proporcji już obecnych, mikrogrzyby stymulują swój aparat enzymatyczny do produkcji nowych egzoenzymów. Wymienione właściwości sprawiają, że mikrogrzyby pełnią kluczowe role w przebiegu istotnych procesów ekologicznych. Do pozytywnych efektów ich aktywności biochemicznej można zaliczyć między innymi znaczący wpływ na obieg pierwiastków w przyrodzie (DYNOWSKA 1995, 2018; DYNOWSKA i in. 2008; WALKER i in. 2016; WRZOSEK i in. 2017).

Negatywnym przejawem tak zaawansowanych zdolności adaptacyjnych do określonych nisz ekologicznych jest z kolei zdolność do wywoływania chorób u ludzi. Badania prowadzone na przestrzeni lat wykazały istotny wzrost występowania drożdży

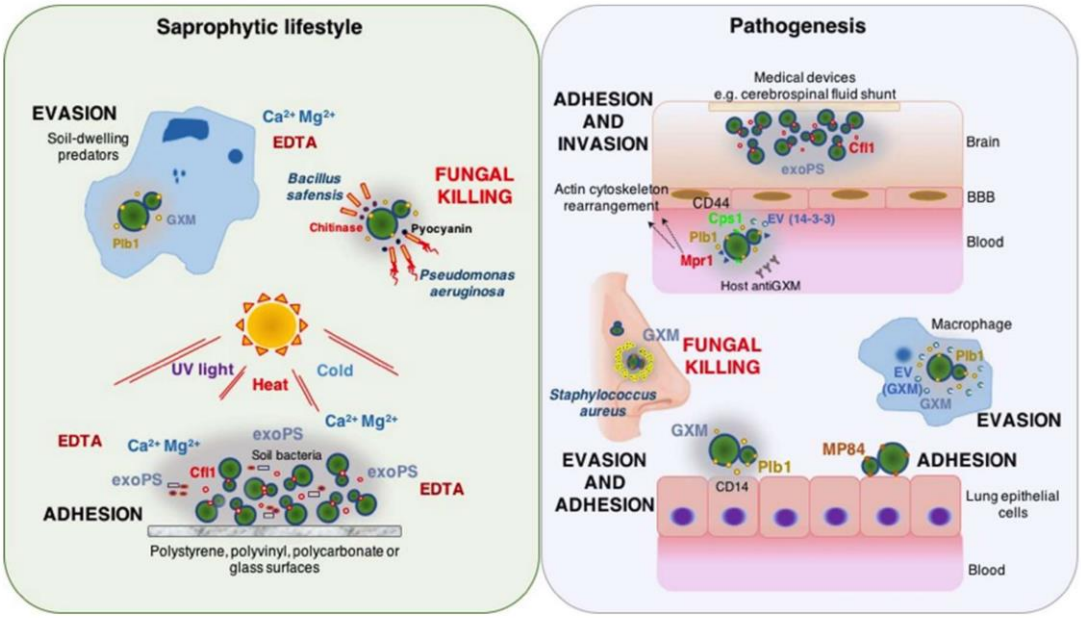
w organizmie człowieka, w tym gatunków niewiązanych wcześniej z ontocenozami narządowymi organizmu ludzkiego (DYNOWSKA i in. 2001; DYNOWSKA i in. 2008; KURNATOWSKA i KURNATOWSKI 2018). W tym kontekście kluczowym parametrem kształtującym patogeniczność mikrogrzybów, w tym drożdży, jest ich aktywność enzymatyczna (DYNOWSKA i in. 2001; BRZEZIŃSKI 2009; TRZMIEL i in. 2011). Wśród pozostałych cech warunkujących patogeniczność i wirulencję mikrogrzybów wymienia się także: strukturę mikromorfologiczną grzybni, własności reprodukcyjne grzybów, zdolność do wytwarzania form przetrwalnikowych, prowadzenie horyzontalnego transferu genów (HGT), otoczkowanie a także, już wspominane, odżywianie na drodze osmotrofii pierwotnej oraz tolerancję na biotyczne i abiotyczne czynniki środowiskowe (BAŁABAŃSKI 2018; KURNATOWKA i KURNATOWSKI 2018).

Drożdże chorobotwórcze i potencjalnie chorobotwórcze dla człowieka mogą przyjmować różne stadia morfologiczne grzybni. Wyróżnia się fazę drożdżoidalną (Y) grzybni - w formie komórek pączkujących oraz silnie patogeniczną fazę mycelialną (M) - w postaci pseudostrzępek. Drugą z nich charakteryzuje wysoka aktywność enzymatyczna, odpowiedzialna za kształtowanie zjadliwości i zdolności adhezji drożdży (MARTINS i in. 2011; KURNATOWSKA i KURNATOWSKI 2018).

Drożdże mają charakterystyczne właściwości reprodukcyjne. Mogą rozmnażać się w bezpłciowo, poprzez zróżnicowane morfologicznie zarodniki (stadium niedoskonałe, anamorficzne) oraz w procesie płciowym (stadium doskonałe, teleomorficzne). Różnice pomiędzy poszczególnymi stadiami dotyczą między innymi struktury grzybni i właściwości enzymatycznych. Zarówno formy anamorficzne jak i teleomorficzne mogą być przyczyną zakażeń i chorób człowieka (DYNOWSKA 2008, DYNOWSKA i in. 2008; BIEDUNKIEWICZ 2009; KURNATOWSKA i KURNATOWSKI 2018; BAST i in. 2019).

Badania wskazują na związek między czynnikami środowiskowymi oddziałującymi na komórki drożdży, a ich zdolnością do tworzenia chlamydospor, które umożliwiają im przetrwanie w niesprzyjających warunkach środowiskowych. Takie obserwacje zanotowano między innymi u gatunków *Candida albicans* i *C. dubliniensis*, które są często przyczyną mykoz człowieka, jednak udział chlamydospor w patogenezie jest w dalszym ciągu tematem badań (KURTZMAN i FELL 2000; STAIB i MORSCHHÄUSER 2006; KURNATOWSKA i KURNATOWSKI 2018).

Istotnym elementem w kształtowaniu zjadliwości i patogeniczności drożdży są otoczki polisacharydowe wytwarzane np. przez reprezentantów rodzaju *Cryptococcus*. Wytwarzanie otoczek jest możliwe w środowisku zewnętrznym, tj. poza ustrojem człowieka, jednak znaczna część drożdży syntezuje je dopiero po wniknięciu do organizmu gospodarza, dlatego też ich obecność wiązana jest bezpośrednio z chorobotwórczością gatunków otoczkujących, takich jak: *Cryptococcus neoformans, C. gattii*. Struktura otoczek polisacharydowych odgrywa rolę w procesie adhezji do tkanek i błon ontosfery człowieka, zabezpiecza komórki przed czynnikami obrony ustrojowej gospodarza oraz sprzyja formowaniu biofilmu pod wpływem działania stresorów środowiskowych (Ryc. 1) (KURTZMAN i FELL 2000; HEISS i in. 2013; SKÓRA i GUTAROWSKA 2014; CAMACHO i CASADEVALL 2018).



Rycina 1. Czynniki warunkujące zjadliwość drożdży *Cryptococcus* sp. GXM: glukuronoksylomannan. ExoPS: egzopolisacharydy (głównie GXM). Plb1: fosfolipaza 1. MP84: mannoproteina 84. Cfl1: flokulina komórkowa 1. Cps1: syntaza kwasu hialuronowego. Mpr1: metaloproteaza. EV: pęcherzyki zewnątrzkomórkowe. BBB: bariera krew-mózg (CAMACHO i CASADEVALL 2018).

Figure 1. Factors determining virulence of *Cryptococcus* sp. GXM: glucuronoxylomannan. exoPS: exopolysaccharides (mainly GXM). Plb1: phospholipase 1. MP84: mannoprotein 84. Cfl1: cell flocculin 1. Cps1: hyaluronic acid synthase. Mpr1: metalloprotease. EV: extracellular vesicles. BBB: blood brain barrier (CAMACHO and CASADEVALL 2018).

Oprócz plastyczności ekofizjologicznej, ułatwiającej wnikanie do organizmu i przetrwanie w tkankach człowieka, na wzrost ekspansywności grzybów wpływa także zdolność do nabywania przez nie nowych cech. W tym aspekcie istotną rolę odgrywa zjawisko horyzontalnego transferu genów (HGT - *Horizontal Gene Transfer*). Badania wskazują, że HGT odgrywa kluczową rolę w kształtowaniu właściwości środowiskowych grzybów (RICHARDS i in. 2009; FITZPATRICK 2012; QIU i in. 2016; WRZOSEK i in. 2017). Przykładowo grzyby pasożytnicze roślin są zdolne do wymiany genów funkcjonalnych pomiędzy genomem własnym i gospodarza (RICHARDS i in. 2009; WIJAYAWARDENA i in. 2013; QIU i in. 2016; LI i in. 2018). Udokumentowano również występowanie zjawiska HGT w relacji grzyby-bakterie i grzyby-grzyby (FITZPATRICK 2012; LACROIX i CITOVSKY 2016; LI i in. 2018). Poprzez HGT grzyby mogą nabywać geny warunkujące między innymi: odporność na biotyczne i abiotyczne czynniki środowiskowe, patogeniczność i wirulencję oraz wspomniane wcześniej: ekspansywność i plastyczność ekofizjologiczną (FITZPATRICK 2012; LACROIX i CITOVSKY 2016; QIU i in. 2016).

Unikatowe właściwości środowiskowe mikrogrzybów, wyróżniające je spośród innych organizmów, są przyczyną ich sukcesu ekologicznego. Dzięki tym właściwościom mikrogrzyby, w tym drożdże, można określić organizmami kosmopolitycznymi, zdolnymi do zasiedlania większości środowisk biosfery, włączając pasożytowanie na/w organizmie człowieka (JOHNSON i in. 2012; DYNOWSKA i BIEDUNKIEWICZ 2013; KURNATOWSKA i KURNATOWSKI 2018; SPURLEY i in. 2021).

1.2. Warunki stymulujące i hamujące rozwój mikrogrzybów

1.2.1. Czynniki predysponujące do występowania mykoz

Mykozy to schorzenia związane z zakażeniem grzybami, które klasyfikuje się jako jedne z najczęściej występujących chorób infekcyjnych (GRAJEWSKA i in. 2009; LASS-FLÖRL 2009). Badania ostatnich lat wskazują na nieustanny wzrost zapadalności na mykozy (DYNOWSKA i in. 2001; KURNATOWSKI i TYCZKOWSKA-SIEROŃ 2004; DYNOWSKA i in. 2008; BEIKERT i in. 2011; LALLY i in. 2011; KURNATOWSKA i KURNATOWSKI 2018)

Istnieje wiele czynników sprzyjających zapadalności na choroby o etiologii grzybiczej. W zależności od ich pochodzenia wyróżnia się czynniki zewnątrzpochodne (allogeniczne), które obejmują zakresem parametry i czynniki środowiskowe oraz wewnątrzpochodne (autogeniczne), związane z fizjologią organizmu człowieka

(DYNOWSKA i EJDYS 1999; KURNATOWSKI i TYCZKOWSKA-SIEROŃ 2004). Do najistotniejszych czynników allogenicznych z perspektywy zapadalności na mykozy zalicza się: czynniki jatrogenne, dietę, uszkodzenia i defekty barier skórnych, stres, synergiczny wpływ innych drobnoustrojów (KURNATOWSKA 2006; NOWICKI 2010). Kluczowe czynniki autogeniczne to z kolei: zaburzenia układu immunologiczego, obciążenia genetyczne i choroby towarzyszące (NOWICKI 2010).

Współcześnie bardzo istotną rolę w sprzyjaniu kolonizacji przez mikrogrzyby odgrywają czynniki jatrogenne, związane z rozwojem medycyny, takie jak: antybiotykoterapia, chemioterapia, terapia hormonalna, zabiegi transplantologiczne i kardiochirurgiczne. Wymienione metody terapii mogą prowadzić do osłabienia odporności i zaburzeń pracy układy immunologicznego, co zwiększa z kolei podatność na infekcje (DYNOWSKA 2007; VENGURLEKAR i in. 2012).

Innym czynnikiem, w sposób istotny kształtującym wrażliwość organizmu na patogeny, są zwyczaje żywieniowe i rodzaj przyjmowanego pokarmu. Liczne badania wskazują, że stosowana dieta znacząco wpływa na podatność organizmu na infekcje grzybicze. Odpowiednio zbilansowane posiłki i podaż składników odżywczych odgrywają kluczową rolę we wzmacnianiu układu immunologicznego. Z kolei niewłaściwa dieta i przyjmowanie alergenów pokarmowych może obniżać odporność, zwiększając tym samym podatność na zakażenia drobnoustrojami (NOWICKI 2010, KOŚCIEJ i in. 2017; HOSOMI i KUNISAWA 2020). Zmiany w metabolizmie energetycznym, warunkowane rodzajem przyjmowanych pokarmów, mogą kształtować strukturę taksonomiczną mikrobioty fizjologicznej człowieka, będącej naturalną barierą ekologiczną dla pasożytów. Ponadto zmiany te wpływają również stymulująco lub hamująco na same pasożyty i procesy fizjologiczne organizmu, takie jak proliferacja nabłonków (HOOPER i in. 1998; ALEMAO i in. 2020; HOSOMI i KUNISAWA 2020). Badania wskazują również na powiązania pomiędzy mikrobiomem, regulacją zapotrzebowania pokarmowego i kształtowaniem decyzji pokarmowych, a zaburzeniami immunologicznymi organizmu. Wykazano, że wzajemne odziaływanie diety i mikrobiomu prowadzi do korzystnej modulacji błon śluzowych, stanowiących naturalne bariery immunologiczne. W praktyce oznacza to jednoznaczny wpływ diety na ochronę przed chorobami (LEITÃO-GONÇALVES i in. 2017; ALEMAO i in. 2020). Uwzględniając wymagania odżywcze i zapotrzebowanie pokarmowe mikrogrzybów niekorzystne jest

przyjmowanie posiłków z dużą zawartością cukrów prostych, których obecność tworzy sprzyjające warunki do kolonizacji przez te mikroorganizmy (KURNATOWSKA 2006).

Skóra, wraz z jej mikrobiotą komensalną, stanowi naturalną barierę mechaniczną przeciwko zakażeniom drobnoustrojami. Ponadto jest bogata w liczne peptydy przeciwdrobnoustrojowe (AMP - *antimicrobial peptides*), które wykazują działanie przeciwko bakteriom, grzybom i wirusom oraz regulują odpowiedź immunologiczną organizmu. Ekspresja AMP do warstw rogowych naskórka stanowi więc dodatkową barierę przeciw infekcjom (CLAUSEN i AGNER 2016). Mechaniczne uszkodzenie bariery skórnej stanowi wrota zakażenia i sprzyja rozwojowi infekcji bakteryjnych i grzybiczych. (SAVOLAINEN i in. 2001; NOWICKI 2010, 2011). Zaburzenia bariery skórnej mogą wynikać również z obciążeń genetycznych, takich jak defekty ceramidów czy filagryny (NOWICKI 2010).

Analizując czynniki sprzyjające zapadalności na choroby o etiologii grzybiczej nie można pominąć również roli stresu i jego wpływu na aktywność układu immunologicznego. Stres fizykochemiczny stymulowany jest przez nieodpowiednią dietę, zaburzenia procesów metabolicznych, infekcje i stany zapalne oraz ekspozycję na toksyny. Zbyt duża ekspozycja na stresory fizykochemiczne prowadzi do zaburzeń pracy układu immunologicznego i zwiększenia podatności na infekcje, a nawet prowadzi do chorób bezpośrednich (BAE i in. 2019). Z kolei przewlekły stres psychiczny przyczynia się do zaburzenia homeostazy immunologicznej oraz syntezy i długotrwałego utrzymania poziomu kortyzolu i kortykosteroidów, które osłabiają aktywność przeciwzapalną układu immunologicznego, mogąc tym samym przyczyniać się do przewlekłych infekcji, indukowania kancerogenezy, czy chorób autoimmunologicznych (BAE i in. 2019). Badania wskazują na wpływ stresu na mechanizmy związane z sekrecją adrenaliny, noradrenaliny i sygnalizację adrenergiczną, w sposób hamujący odpowiedź immunologiczną w modelach infekcji (QIAO i in. 2018). Drobnoustroje ukształtowały także na drodze ewolucji mechanizmy umożliwiające im reagowanie na zmiany poziomu poszczególnych hormonów i wykorzystywanie tych zmian jako wskaźników środowiskowych do indukowania procesów związanych z patogenezą (FREESTONE i in. 2008).

Synergiczne odziaływanie pomiędzy drobnoustrojami może prowadzić do zwiększenia podatności organizmu na infekcje mikrobiologiczne. Jest to szczególnie

widoczne w przypadku chorób towarzyszących, takich jak: wrodzone i nabyte niedobory odporności, zaburzenia gospodarki hormonalnej czy atopowe zapalenie skóry (AZS). Przykładowo u osób chorujących na AZS obserwuje się zaburzenia odporności przeciwbakteryjnej, przeciwwirusowej i przeciwgrzybiczej, związane ze znacząco zredukowanym stężeniem AMP w skórze atopowej. W efekcie wzrasta podatność na infekcje bakteryjne (powodowane przez gronkowce, w tym *Staphylococcus aureus)*, czy grzybicze (powodowane przez *Malassezia* sp. i *Candida* sp.) (NOWICKI 2010, 2011). Do innych chorób sprzyjających infekcjom grzybiczym można zaliczyć: marskość wątroby (RIGHI 2018), cukrzycę i choroby endokrynologiczne np. hiperkortyzolemie, hipokalcemie spowodowaną niedoborem parathormonu (KOZIOŁEK i in. 2011; VENGURLEKAR i in. 2012), HIV/AIDS (VENGURLEKAR i in. 2012; ARMSTRONG-JAMES i in. 2014), czy astmę oskrzelową (KOBIERSKA-BRZOZA i WRZYSZCZ-KOWALCZYK 2007).

Warta podkreślenia jest również nasilająca się antropopresja w obrębie środowisk naturalnych związana z rozwojem technologicznym i gospodarczym. Działalność człowieka prowadzi do nieustającego ograniczania ekosystemów biosfery i zaburzania relacji ekologicznych w ich obrębie. Wiążąca się z tym silna urbanizacja i gromadzenie się ludności sprzyja rozwojowi i transmisji czynników etiologicznych, w tym mikrogrzybów chorobotwórczych i potencjalnie chorobotwórczych dla człowieka, powodując narastające zagrożenie sanitarno-epidemiologiczne (DYNOWSKA i EJDYS 1999; ŻUKIEWICZ-SOBCZAK i in. 2012; KRZYK 2013; DALZIEL i in. 2018).

1.2.1.1. Czynniki predysponujące sportowców do infekcji grzybiczych

Zdolności adaptacyjne mikrogrzybów umożliwiają im zasiedlanie nie tylko obszarów naturalnych ale także tych zmienionych antropogenicznie. Plastyczny aparat enzymatyczny pozwala z kolei na wykorzystywanie materiałów sztucznych jako źródła niezbędnych biogenów (GÓRNY i DUTKIEWICZ 2002; GÓRNY 2009). Dzięki tym własnościom mikrogrzyby mogą kolonizować pomieszczenia wewnętrzne i rozkładać materiały budowlane, takie jak: papier, drewno, gips, farby, czy inne substancje chemiczne (EJDYS i in. 2009; ŻUKIEWICZ-SOBCZAK i in. 2012) Konsekwencją wspomnianej aktywności grzybów jest korozja biologiczna powodująca uszkodzenia budynków i elementów ich wyposażenia a także zagrożenie chorobami, związane z użytkowaniem przez ludzi skontaminowanych pomieszczeń. Zjawisko korozji biologicznej wywołanej przez grzyby obserwuje się szczególnie w pomieszczeniach

silnie zawilgoconych (BRZEZIŃSKI 2009; EJDYS 2009; TRZMIEL i in. 2011; WOŁEJKO i MATEJCZYK 2011). W tym świetle pomieszczenia wewnętrzne należy zaklasyfikować jako odrębne i niezależne nisze ekologiczne, charakteryzujące się indywidualnym mikroklimatem i mogące stanowić potencjalne zagrożenie dla ich użytkowników (BRĄGOSZEWSKA i in. 2016). Uwzględniając powyższe należy wskazać, że sportowców klasyfikuje się jako grupę szczególnie predysponowaną do występowania infekcji grzybiczych. Dotyczy to również osób uprawiających sport na świeżym powietrzu, które następnie korzystają z szatni, przebieralni czy publicznych pryszniców (KARAMFILOV i ELSNER 2002).

Chociaż sportowcy nie wykazują z reguły klinicznych niedoborów odporności to badania wskazują na to, że w przypadku długotrwałego i intensywnego treningu może dochodzić do tymczasowych spadków odporności. Wiąże się to z tak zwanym zespołem przetrenowania, który oprócz zaburzania niektórych parametrów immunologicznych przyczynia się do zaniżenia wyników sportowych, treningowych, chronicznego zmęczenia, zmian nastroju i problemów ze snem. Zaburzenia odporności u osób uprawiających sport wyczynowo są uwarunkowane przetrenowaniem, które prowadzi do zmniejszania czynności neutrofili i stężenia immunoglobulin w surowicy, redukcji liczby komórek NK i osłabiania aktywności cytotoksycznej we krwi obwodowej. Przykładowo badania wskazują, że w okresach regularnych treningów wytrzymałościowych wzrasta liczba infekcji górnych dróg oddechowych (MACKINNON 2000; NIEMAN 2007).

Należy również podkreślić, że w czasie wysiłku fizycznego sportowcy są narażeni na działanie czynników środowiskowych i biologicznych, takich jak: temperatura, wilgotność, promieniowanie UV, mikroorganizmy i ich metabolity oraz alergeny. Spadki odporności związane z przetrenowaniem mogą zwiększać podatność organizmu sportowców na działanie tych czynników, co predysponuje ich do niektórych typów infekcji (KARAMFILOV i ELSNER 2002; SPICA i in. 2004; BATYCKA-BARAN i in. 2009). Do innych czynników sprzyjających kolonizacji ontocenoz sportowców przez mikroorganizmy zalicza się również: uszkodzenia powierzchni skórnych, występowanie innych urazów mechanicznych, kontakt fizyczny w sportach kontaktowych oraz korzystanie z publicznych, intensywnie używanych pomieszczeń takich jak szatnie czy sanitariaty (KARAMFILOV i ELSNER 2002; LIGUORI i in. 2002; SHADZI i in. 2014).

Problem narażenia sportowców na niektóre typy infekcji mikrobiologicznych i mykologicznych sprawia, że takie dziedziny jak dermatologia czy immunologia stały się bardzo istotnymi działami medycyny sportu. Według badań, sportowcy stanowią grupę szczególnie predysponowaną do grzybiczych infekcji powierzchni skóry, włosów i paznokci, które notuje się u nich wyraźnie częściej w stosunku do reszty populacji. Wśród czynników sprzyjających schorzeniom dermatologicznym wymienia się uprawianie sportu amatorskiego i wyczynowego. Regularny wysiłek fizyczny może pogłębiać zmiany chorobowe u osób cierpiących na: porfirie, bielactwo, trądzik różowaty, pokrzywkę czy liszaj płaski. Co więcej infekcje mogą prowadzić do pogłębiania stanów osłabienia odporności poprzez modulację poziomów immunoglobulin IgA i IgM. Wśród chorób zakaźnych najczęściej dotykających sportowców wymienia się: kandydozy, łupież, grzybice stóp, wirusowe zapalenie mieszków włosowych, liszajec i infekcje błon śluzowych, które mogą prowadzić przykładowo do hiperwentylacji. Wskazuje to na konieczność prowadzenia badań różnych dyscyplin sportowych w kontekście zagrożeń epidemiologicznych (KARAMFILOV i ELSNER 2002; LIGUORI i in. 2002; BATYCKA-BARAN i in. 2009; BRZEZIŃSKI 2009).

1.2.2. Antymykotyki, mykostatyki i lekooporność mikrogrzybów

Już na początku XX w. zauważono problem wzrastania częstości infekcji grzybiczych w populacji ludzkiej. Obserwacje te przypisywano postępującej antropopresji i rozwojowi cywilizacyjnemu. Na ten okres datuje się również pierwsze próby kierunkowej terapii zakażeń wywołanych przez grzyby (ŁAGOWSKI i in. 2020). Współcześnie w terapii dostępne są liczne grupy leków o charakterze mykobójczym i mykostatycznym, niemniej leczenie infekcji i chorób grzybiczych uważane jest przez klinicystów za jedno z trudniejszych (SCORZONI i in. 2017; ŁAGOWSKI i in. 2020).

Jedną z istotniejszych przyczyn trudności związanych z terapią mykoz jest naturalna oporność określonych gatunków na poszczególne terapeutyki, a także zdolność szczepów do sprawnego nabywania lekooporności na drodze transferu genów i innych procesów mikroewolucyjnych. Wspomniane procesy umożliwiły mikrogrzybom wypracowanie innych mechanizmów umożliwiających im przetrwanie w postaci układów regulujących odpowiedź immunologiczną, oporność na stresory środowiskowe, tworzenie biofilmów i niewrażliwość na inne substancje chemiczne. W konsekwencji,

styczność patogenów grzybiczych z lekiem może stanowić bodziec do uruchamiania szlaków sygnałowych hamujących efekty silnego stresu komórkowego (SCORZONI i in. 2017; ŁAGOWSKI i in. 2020). Wymienione zdolności przystosowawcze grzybów są stymulowane przez nieodpowiedzialną antybiotykoterapię (pochopne stosowanie antybiotyków, nadużywanie antybiotyków o szerokim spektrum działania), czy przerywanie leczenia przez pacjentów, co może prowadzić do pojawiania się szczególnie niebezpiecznych epidemiologicznie szczepów wielolekoopornych (VENGURLEKAR i in. 2012; ŁAGOWSKI i in. 2020).

Kolejnym czynnikiem utrudniającym leczenie grzybic jest inwazyjny charakter antymykotyków. Większość leków grzybobójczych wykazuje toksyczność w stosunku do tkanek organizmu człowieka, dotyczy to szczególnie szkodliwego wpływu na nerki i wątrobę. Obecnie w terapii stosuje się łączenie mykostatyków w celu uzyskania synergicznego efektu i zmniejszenia toksyczności pojedynczych leków (DZIERŻANOWSKA 2006; SCORZONI i in. 2017).

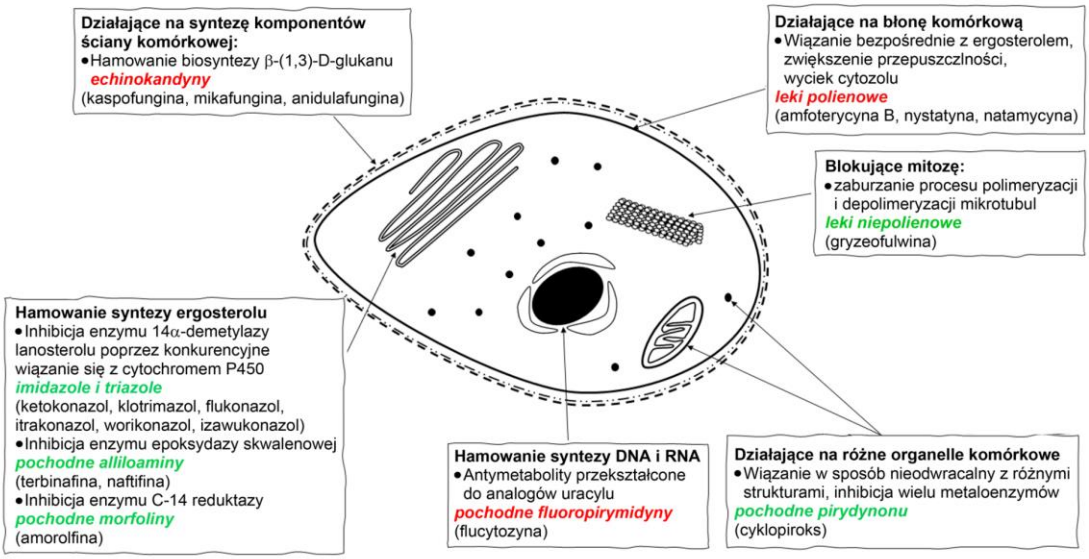
Podstawowymi mechanizmami działania antymykotyków jest aktywność hamująca wobec procesów metabolicznych i fizjologicznych komórek grzybów. Zalicza się do nich hamowanie biosyntezy ściany i błony komórkowej, białek, DNA, RNA czy podziałów komórkowych (Ryc. 2) (SCORZONI i in. 2017; ŁAGOWSKI i in. 2020). Współcześnie klinicyści stosują głównie cztery grupy antymykotyków: imidiazole i triazole, polieny, echinokandyny i pochodne allyloaminy (Tab. 1) (ŁAGOWSKI i in. 2020).

Tabela 1. Popularnie stosowane leki przeciwgrzybicze i mechanizmy ich działania
Table 1. Popularly used antifungal drugs and their mechanisms of action

Grupa substancji	Przedstawiciele	Mechanizm działania
Azole	Flukonazol, Ketokonazol, Itrakonazol, Worikonazol, Posakonazol, Isawukonazol, Klotrimazol, Mikonazol, Ekonazol, Lulikonazol, Lanokonazol, Efinakonazol, Sertakonazol, Oxikonazol, Eberkonazol, Fentikonazol, Bifonazol	Wiązanie z układem cytochromu P-450, co prowadzi do hamowania hydroksylacji i demetylacji prekursorów ergosterolu. W wyniku zahamowania demetylazy lanosterolu w miejscu ergosterolu pozostawiane są zmetylowane sterole
Echinokandyny	Anidulafungina, Kaspofungina, Mikafungina	Zaburzanie biosyntezy ściany komórkowej grzyba przez blokadę aktywności syntetazy 1,3-β-D-glukanu, enzymu odpowiedzialnego za syntezę glukanu
Polieny	Nystatyna, Natamacyna, Amfoterycyna B	Wiązanie ergosterolu zawartego w błonie komórkowej; zaburzenie integralności błony komórkowej, zwiększenie jej przepuszczalności dla jonów potasu i aminocukrów
Fluorowane pochodne pirymidyny	Flucytozyna	Po konwersji do czynnych metabolitów, zahamowanie syntezy kwasów nukleinowych poprzez inhibicję syntetazy tymidylanowej i/lub włączanie się do grzybowego RNA zamiast kwasu urydylowego
Pochodne heterocykliczne benzofuranu	Gryzeofulwina	Zaburzenie tworzenia mikrotubul i powstawania wrzeciona podziałowego

Alliloaminy	Terbinafina, Butenafina, Naftifina	Hamowanie aktywności epoksydazy skwalenowej, wewnątrzkomórkowa kumulacja lanosterolu
Pochodne pirydynonu	Cyclopiroks	Chelatacja trójwartościowych kationów metali; hamowanie enzymów zależnych od jonów metali – katalazy, peroksydazy; hamowanie enzymów biorących udział w mitochondrialnych procesach transportu elektronów i produkcji energii
Pochodne fenylomorfoliny	Amorolfina	Hamowanie reduktazy C-14 i izomerazy C8 w szlaku syntezy ergosterolu
Tiokarbaminiany	Tolnaftat	Hamowanie epoksydazy skwalenowej
Inne	Kwas undekainowy	Hamowanie szlaku biosyntezy kwasów tłuszczowych u dermatofitów; w przypadku *Candida albicans* zaburzenie morfogenezy
	Tawaborol	Inhibicja leucyl-t-RNA syntetazy
	Me1111	Inhibicja dehydrogenazy bursztynianowej

Źródło: (ŁAGOWSKI i in. 2020).



Rycina 2. Obecnie stosowane antymykotyki i ich cele komórkowe (GNAT i in. 2020).
Figure 2. Currently used antimycotics and their cellular targets (GNAT et al. 2020).

W latach 1980-2002 18 z 23. zatwierdzonych leków przeciwgrzybiczych miało pochodzenie syntetyczne (VENGURLEKAR i in. 2012). Z uwagi na szybkie nabywanie lekooporności na syntetyczne mykostatyki i toksyczny wpływ na organizm człowieka znacznej części z nich, istotną alternatywę w terapii stanowią substancje przeciwgrzybicze pochodzenia naturalnego (DYNOWSKA i in. 2004; VENGURLEKAR i in. 2012). Źródło naturalnych mykostatyków stanowią między innymi: rośliny, mikroorganizmy i produkty morskie. Spośród związków grzybobójczych pochodzenia naturalnego szczególne zainteresowanie naukowców budzą substancje z grupy: flawonoidów, terpenoidów, alkaloidów, saponin i olejków eterycznych (GNAT i in. 2020).

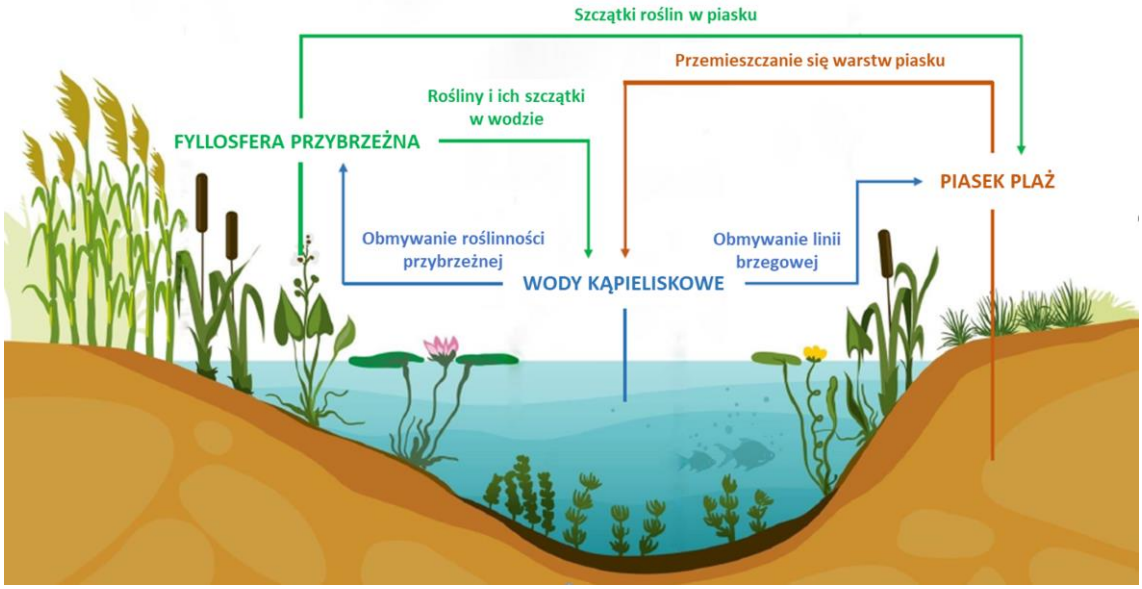
Nieustanny wzrost infekcji grzybiczych mobilizuje naukowców do ciągłych badań nad nowymi lekami mykostatycznymi. Opracowywanie leków przeciwgrzybiczych jest jednak procesem złożonym i znacznie trudniejszym niż tworzenie leków

bakteriostatycznych i bakteriobójczych (Ryc. 2). Głównym powodem tych trudności jest związek ewolucyjny grzybów z gospodarzem ludzkim, wynikający z ich przynależności do eukariontów, co istotnie komplikuje poszukiwanie skutecznych czynników mykostatycznych. W tym świetle kluczowe jest badanie i poznanie morfologii, fizjologii i ekologii mikrogrzybów, z uwzględnieniem mechanizmów infekcji grzybiczych (SCORZONI i in. 2017; GNAT i in. 2020).

1.3. Ogólna charakterystyka ekosystemu jeziornego z uwzględnieniem roli drożdży

1.3.1. Transmisja drożdży w obrębie ekosystemu jeziornego

Mikroorganizmy krążą sezonowo pomiędzy poszczególnymi składowymi ekosystemu jeziornego, do którego zaliczamy: piasek plaż, wodę i przybrzeżną fyllosferę (Ryc. 3). Mikrogrzyby mogą ulegać transmisji z gleby lub piasku do zbiorników wodnych na drodze spływów powierzchniowych i podpowierzchniowych, zatrzymując się okresowo na przybrzeżnej roślinności wodnej. Fyllosfera stanowi więc swoisty filtr dla zbiornika wodnego. Istotny wpływ na cyrkulację mikrogrzybów w zbiornikach wodnych ma również narastająca antropopresja, która wprowadza do ekosystemu jeziornego gatunki allochtoniczne, dla których środowisko zbiorników wodnych nie jest naturalnym rezerwuarem. Z uwagi na naturalny związek aktywności człowieka ze zbiornikami wodnymi należy rozpatrywać ludzi jako potencjalny wektor mikrogrzybów. Drożdże posiadają szereg unikalnych własności środowiskowych, które umożliwiają im funkcjonowanie w ekosystemach jeziornych (KURTZMAN i FELL 2000; BOTHA 2011; BIEDUNKIEWICZ i in. 2013, 2020; BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016; NOWACKA i in. 2018; YURKOV 2018).



Rycina 3. Sezonowa transmisja drożdży w obrębie ekosystemu jeziornego (na podstawie BIEDUNKIEWICZ i in. 2020)
Figure 3. Seasonal circulation of yeasts in lake ecosystem (based on BIEDUNKIEWICZ i in. 2020)

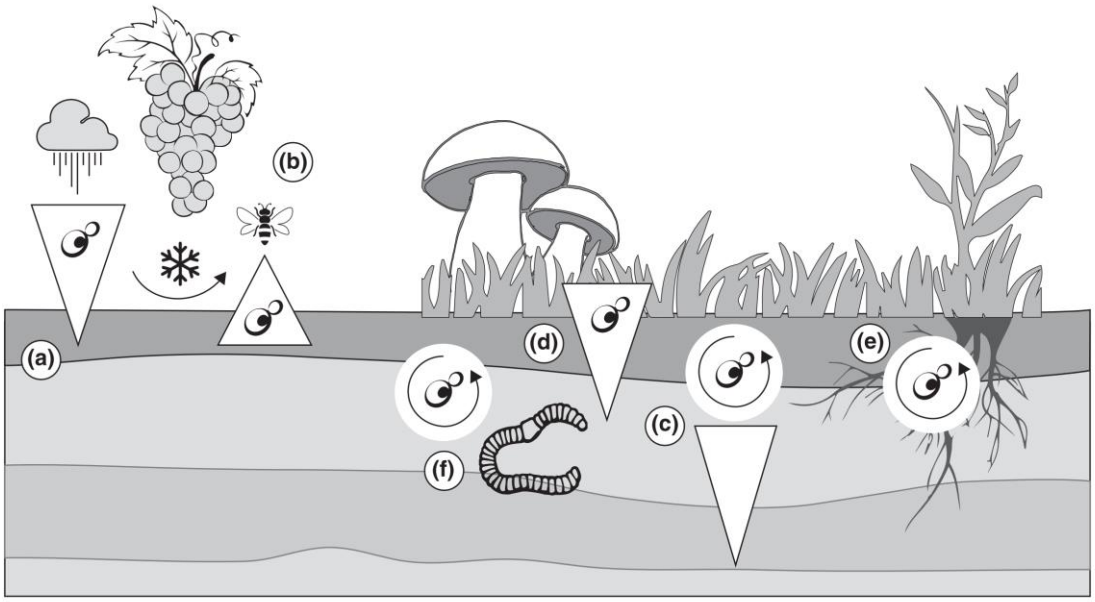
1.3.2. Gleba, piasek

Gleby biosfery wykazują szeroką różnorodność pod względem struktury, zawartości materii organicznej, biochemii i składu mineralnego. Wynika ona ze zróżnicowanych procesów formowania, warunków klimatycznych i innych czynników ekologicznych, o charakterze biotycznym i abiotycznym. Procesy glebotwórcze są złożone - obejmują szereg czynników fizycznych i chemicznych, które kształtują frakcje organiczne i nieorganiczne gleb – nadając im unikatową ekologicznie strukturę. Analiza procesów glebotwórczych i stabilność środowiska glebowego umożliwiają ocenę jak kształtowały się w nim zbiorowiska mikroorganizmów (YURKOV 2018).

Mikrogrzyby stanowią istotny element struktury taksonomicznej biomasy mikrobiologicznej gleby. Ich zdolności adaptacyjne pozwalają im na rozwój w ekosystemach glebowych. Dotyczy to również piasku, gdzie do granul mogą przylegać drożdże w postaci zawiesiny lub biofilmu (SCHOEMAN i in. 2009; BOTHA 2011). Gleba stanowi idealne środowisko do rozwoju drożdży ze względu na odpowiedni mikroklimat, bogactwo w przyswajalne źródła węgla i azotu, oraz inne niezbędne makro- i mikroelementy (KURTZMAN i FELL 2000).

Badania wskazują na dużą różnorodność ekologiczną i taksonomiczną drożdży występujących w ekosystemach glebowych. Przykładem może być gatunek

Saccharomyces cerevisiae, kojarzony dotychczas z piekarnictwem i napojami fermentowanym, a coraz powszechniej występujący w glebie i piasku (BOTHA 2011). Należy jednak podkreślić, że w glebie występuje wiele allochtonicznych gatunków drożdży, dla których nie jest ona naturalnym siedliskiem bytowania (KURTZMAN i FELL 2000; BOTHA 2011; YURKOV 2018). Struktura taksonomiczna drożdży w ekosystemach glebowych jest bardzo nierównomierna i zróżnicowana. Obejmuje wiele gatunków, zaklasyfikowanych zarówno do gromady *Ascomycota* (grzyby workowe), jak i *Basidiomycota* (grzyby podstawkowe). Badania wskazują na relację struktury taksonomicznej i liczbowej populacji drożdży glebowych, a przekrojem profilu glebowego (Ryc. 4). Badania prowadzone na przestrzeni lat wskazują, że gleba jest rezerwuarem nowych, nienotowanych dotychczas gatunków drożdży. Przykładowo szacuje się, że w niektórych glebach spośród wszystkich izolowanych taksonów liczba nowych przekracza 30% (YURKOV 2018). Drożdże nie stanowią licznych populacji w glebie w odniesieniu do innych mikroorganizmów. Ich liczba rzadko przekracza tysiące komórek na gram, choć niektóre źródła mówią nawet o milionach komórek w gramie gleby (YURKOV 2018). Według badań najwięcej drożdży występuje na głębokości około 10 cm, niemniej ich liczba jest dosyć zmienna i może wynosić od 10 do ponad 100 jtk (jednostek tworzących kolonię) na gram gleby. Wykazano jednoznaczną korelację pomiędzy wielkością populacji drożdży, a zawartością węgla i azotu w glebie (BOTHA 2011; YURKOV 2018). Wydzieliny korzeniowe stanowią istotne źródło cukrów prostych, łatwo przyswajalnych przez drożdże, co sprzyja częstemu zasiedlaniu przez nie okolic ryzosfery (Ryc. 4) (BOTHA 2006, 2011; CLOETE i in. 2009; DYNOWSKA i BIEDUNKIEWICZ 2013). Wskazuje się również wysokie powinowactwo populacji drożdży do gleby związanej z roślinami owocowymi, które również stanowią bogate źródło monosacharydów (Ryc. 4) (PHAFF i STARMER 1987; BOTHA 2011). Według danych literaturowych populacje drożdży w glebach wilgotnych i bogatych w substancje odżywcze są wyraźnie bardziej zróżnicowane gatunkowo (BOTHA 2011).



Rycina 4. Schemat ekologii i dróg rozprzestrzeniania się drożdży w glebach. Drożdże z dojrzałych owoców są przenoszone do gleby (a). Zimują w stanie hibernacji i zaszczepiają owoce na powierzchni (b). Rodzime drożdże glebowe rozmnażają się w wierzchniej warstwie gleby, a ich liczba maleje w głębszych warstwach gleby (c). Obecność niektórych drożdży jest związana z odkładaniem się resztek roślinnych i zwierzęcych w glebie; te przejściowe gatunki są szybko eliminowane (wypierane lub wyżerane) w glebie (d). Niektóre drożdże są związane z korzeniami roślin glebowych (e) i bezkręgowcami (f) (YURKOV 2018).
Figure 4. Schematic representation of ecology and dispersal routes of yeasts in soils. Yeasts from ripe fruits are carried to the soil (a). Hibernate during the winter and inoculate fruits above-ground (b). Indigenous soil yeasts multiply in the topsoil, and their number decreases in deeper soil layers (c). The presence of some yeasts is related to the deposition of plant and animal residues on the soil; these transient species are quickly eliminated (outcompeted or preyed on) in the soil (d). Some yeasts are associated with soil plant roots (e) and invertebrates (f) (YURKOV 2018).

Na uwagę zasługuje istotna i wielokierunkowa rola drożdży w ekologii środowisk glebowych. Mimo polifiletycznego charakteru grzybów wskazuje się na cechy wspólne łączące poszczególne gatunki drożdży glebowych, co pozwala rozpatrywać je jako grupę funkcjonalną w tych ekosystemach (KURTZMAN i FELL 2000; BOTHA 2006). Badania prowadzone na przestrzeni lat dowodzą pozytywnego wpływu mikrogrzybów, w tym drożdży na obieg pierwiastków, rozkład martwej materii organicznej, wzrost roślin i strukturę gleby (BOTHA 2011).

Niewątpliwie jedną z istotniejszych ról mikrogrzybów jest prowadzenie procesów mineralizacji. Wiele gatunków drożdży klasyfikuje się do saprotrofów, które pozyskują substancje odżywcze z martwej materii organicznej. Powszechnie wiadomo, że głównym źródłem węgla organicznego w środowiskach litosfery są szczątki roślin, dlatego też

drożdże mają istotny wpływ na kształtowanie sieci troficznych w glebie (KURTZMAN i FELL 2000; BOTHA 2011; SHARMA i in. 2019). Substancje odżywcze oraz makro- i mikroelementy uwalnianie przez drożdże mogą być wykorzystywane przez heterotroficzne bakterie, protisty, nicienie czy owady (BOTHA 2011). Wśród cech występujących powszechnie u drożdży glebowych wskazuje się zdolność do hydrolitycznego rozkładu celobiozy, celulozy, hemicelulozy, ligniny, D-ksylozy i L-arabinozy i innych trudno rozkładalnych cukrowców (KURTZMAN i FELL 2000; BOTHA 2006; KWAŚNA i in. 2016). Na szczególną uwagę zasługują własności enzymatyczne czarnych drożdży z rodzajów *Aureobasidium, Conosporium* i *Exophiala,* które mogą mineralizować związki bardzo trudno rozkładalne jak węglowodory aromatyczne, czy polimerowe składniki drewna. W przypadku gleb ubogich w przyswajalne związki pokarmowe drożdże mogą wchodzić z innymi drobnoustrojami glebowymi w relacje ekologiczne umożliwiające im pozyskiwanie biogenów z produktów trudno rozkładalnych (BOTHA 2011).

Istnieją dowody naukowe na wpływ populacji drożdży glebowych na wzrost roślin poprzez ich związki z ryzosferą i wpływ na rozwój korzeni (CLOETE i in. 2009; BOTHA 2011; DYNOWSKA i BIEDUNKIEWICZ 2013; YURKOV 2018). Drożdże wpływają na rozwój roślin poprzez hamowanie wzrostu i rozwoju patogenów (SANSONE i in. 2005; AMPRAYN i in. 2012), produkcję fitohormonów (STRELETSKII i in. 2019), solubilizację fosforanów (XIAO i in. 2013), utlenianie azotu i siarki (FALIH i WAINWRIGHT 1995), produkcję sideroforów (CHI i in. 2009) i stymulowanie korzeni mykoryzowych (ALONSO i in. 2008).

Niektóre drożdże glebowe biorą udział w formowaniu agregatów glebowych i poprawianiu struktury gleby. Dotyczy to szczególnie rodzajów *Cryptococcus* i *Lipomyces* z uwagi na ich zdolność do syntezy zewnątrzkomórkowych polimerów wiążących ze sobą granule glebowe (BOTHA 2006, 2011; LARIONOV i in. 2018). Drożdże mogą wpływać na strukturę gleby także pośrednio, poprzez wspominane powinowactwo do ryzosfery i aktywność stymulującą rozwój korzeni. Intensywny rozwój korzeni sprzyja powstawaniu relacji o charakterze endo- i ektomykoryzy, które prowadzą do stabilizowania agregatów glebowych, poprawy przepływu wody w glebie i hamowanie erozji. Z kolei grzyby wchodzące w mykoryzę syntezują glomaliny, związki o charakterze glikoprotein zabezpieczające agregaty glebowe przed rozbiciem, co przyczynia się do formowania gruzełkowatej struktury gleby (KURTZMAN i FELL 2000; BOTHA 2011; KOŁWZAN i in. 2018)

Dystrybucja drożdży glebowych jest bardzo złożona. Tworzą one rozbudowaną sieć interakcji z biotycznymi i abiotycznymi elementami ekosystemu. Drożdże reagują na zmiany parametrów środowiskowych, takich jak: zawartość organicznych źródeł węgla, temperatura, pH, dostępność wody oraz makro- i mikroelementów. Jednocześnie jednak abiotyczne czynniki nie mają aż takiego wpływu na całe populacje drożdży w obrębie tego samego siedliska (YURKOV 2018).

1.3.3. Woda jeziorna

Środowisko wodne posiada unikalne własności, które umożliwiają rozwój mikrogrzybów. Wśród nich należy wymienić bogactwo w biogeny, ruchy wody, odpowiednią temperaturę i ciśnienie osmotyczne, dostęp światła czy pH wody. Struktura taksonomiczna skupisk mikrogrzybów wodnych jest bardzo zróżnicowana i zależna od wymienionych czynników (KIZIEWICZ 2007; DYNOWSKA i BIEDUNKIEWICZ 2013; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020). Ruchy wody sprzyjają przemieszczaniu się mikrogrzybów w toni. Badania wskazują, że różnorodność gatunkowa grzybów jest odwrotnie proporcjonalna do siły przepływu mas wody (KIZIEWICZ 2007; LI i in. 2017). Wymagania termiczne grzybów są cechą zmienną i często typową dla rodzaju lub gatunku. Z reguły grzyby charakteryzuje szeroki zakres tolerancji na ten parametr, przy czym grzyby bytujące w wodzie, co do zasady, preferują niską temperaturę, a wraz z jej wzrostem tempo ich rozwoju słabnie (KIZIEWICZ 2007; HASSAN i in. 2016). Mikrogrzyby należą do mikroorganizmów bardzo dobrze znoszących zmiany ciśnienia osmotycznego (DURAN i in. 2010). Światło oddziałuje na komórki grzybów przyczyniając się do zmian temperatury. Wykazano również wpływ światła na procesy zarodnikowania i biosyntezy niektórych związków np. lipidów. W zależności od warunków może prowadzić do stymulacji lub inhibicji rozwoju mikrogrzybów w wodzie (KIZIEWICZ 2007; PHAM i in. 2020). Istotny wpływ na procesy rozwojowe mikrogrzybów ma również pH wody. Oprócz bezpośredniego wpływu tego parametru na fizjologię mikroorganizmów, oddziałuje on również pośrednio na inne czynniki środowiskowe. W zależności od zdolności adaptacyjnych wyróżnia się grzyby wód obojętnych, zasadowych i kwaśnych. Szczególną wysoką tolerancję na zmiany pH wykazują drożdże (KIZIEWICZ 2007, QIU i in. 2019).

Ekosystem jezior tworzy sieć złożonych powiązań ekologicznych, w których mikroorganizmy odgrywają istotną rolę środowiskową. Mikrogrzyby, w tym drożdże

wykształciły liczne przystosowania, które umożliwiają im trwałą kolonizację środowiska wodnego, przez co są izolowane z wody od wielu lat (DYNOWSKA i in. 2001; BRANDÃO i in. 2011; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020). Należy jednak postawić wyraźną granicę pomiędzy grzybami wodnymi i tymi, dla których woda jest środowiskiem drugiego rzędu. Pierwszy termin w sensie taksonomicznym określa mikrogrzyby, które wytwarzają zarodniki wyraźnie przystosowujące je do ekspansji w środowisku wodnym, takie jak zoospory. Grzyby te będą występować praktycznie wyłącznie w ekosystemach wodnych (DYNOWSKA i BIEDUNKIEWICZ 2013). Pozostałe grzyby mogą występować w wodzie wtórnie, a pochodzić z technosfery, ontosfery człowieka, zwierząt czy roślinności lądowej i bytować w wodzie dzięki szeregom przystosowań dowodzących ich zmiennej natury. Ten typ mikrogrzybów klasyfikuje się jako lądowe, z adaptacjami do środowiska wodnego, dzięki czemu mogą w nim przebywać, biorąc udział w charakterystycznych dla wód procesach ekologicznych (DYNOWSKA i BIEDUNKIEWICZ 2013).

Wśród mikrogrzybów kolonizujących środowisko wodne można wyróżnić gatunki allochtoniczne i autochtoniczne. Drożdże wodne izoluje się między innymi ze szczątków roślin i zwierząt wodnych, glonów, fito- i zooplanktonu, skorupiaków, ryb i ptaków wodnych (DYNOWSKA i BIEDUNKIEWICZ 2013). Mikrogrzyby, w tym drożdże, dla których woda nie jest naturalnym siedliskiem, pochodzą nierzadko z odpadów komunalnych, ścieków lub są zawlekane przez nosicieli grzybic, którzy korzystają ze zbiorników (BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016). Zasiedlanie zbiorników wodnych przez drożdże jest zależne od struktury akwenu i czystości zawartej w nim wody. Najsilniej skolonizowane drożdżami są jeziora eutroficzne i zbiorniki poddane ciągłej i intensywnej antropopresji (DYNOWSKA i BIEDUNKIEWICZ 2013). Do rodzajów najczęściej notowanych w jeziorach zalicza się: *Candida, Cryptococcus, Geotrichum, Hansenula, Pichia, Rhodotorula, Saccharomyces, Sporobolomyces* i *Trichosporon* (DYNOWSKA i BIEDUNKIEWICZ 2013; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020).

Środowisko zbiorników wodnych stanowi jeden z największych rezerwuarów mikrogrzybów chorobotwórczych i potencjalnie chorobotwórczych dla człowieka (DYNOWSKA i BIEDUNKIEWICZ 2013; BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016). Wśród licznie występujących w środowisku wodnym drożdży, około 200. gatunków to patogeny (DE HOOG et al. 2000; 2020a, 2020b; KURTZMANN i in. 2011). Woda przy plażach użytkowanych rekreacyjnie stanowi istotny element łańcucha epidemiologicznego mykoz (BIEDUNKIEWICZ i OZIMEK 2009; BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016). Warto

wskazać, że w przypadku ekosystemów jeziornych jedynie woda podlega kontroli mikrobiologicznej (z wyłączeniem mikrogrzybów), regulowanej polskimi aktami prawnymi i dyrektywami Parlamentu Europejskiego (Dyrektywy: 2006/7/EC; 2008/105/EC) (BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016).

Jednocześnie wskazuje się na istotny udział mikrogrzybów w mechanizmach samooczyszczania wód poprzez wiązanie i przetwarzanie licznych związków organicznych i nieorganicznych. Mikrogrzyby związane z fyllosferą mogą wychwytywać toksyczne metale ciężkie i pierwiastki promieniotwórcze. Hydromykolodzy określają takie gatunki mianem oczyszczających lub sanitarnych. Wśród drożdży wykazujących powyższą aktywność wymienia się: *Candida guilliermondii, C. tropicalis, Geotrichum candidum, Pichia minuta, Rhodotorula glutinis, Rh. rubra* i *Trichosporon cutaneum* (DYNOWSKA i BIEDUNKIEWICZ 2013).

1.3.4. Fyllosfera

Bioróżnorodność glebowych zbiorowisk drożdży jest skorelowana z różnorodnością i składem gatunkowym sąsiadujących z nią roślin (YURKOV 2018). Badania wskazują, że liczebność drożdży glebowych oraz ich różnorodność i struktura taksonomiczna determinują strukturę gatunkową zasiedlających ją roślin, mimo różnic w obrębie parametrów abiotycznych między tymi środowiskami, takich jak pH, czy stosunek węgla do azotu.. Istotnym źródłem transmisji mikrogrzybów na części podwodne roślin może być więc gleba, z której trafiają one do wody, przez spływy powierzchniowe i podpowierzchniowe. Fyllosfera stanowi rodzaj filtra dla akwenu, który jest pierwszą barierą, zatrzymującą mikrogrzyby glebowe (DYNOWSKA i BIEDUNKIEWICZ 2013; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020). Między innymi tą drogą roślinność wodna i szuwarowa, występująca w litoralu zbiorników wodnych, może być kolonizowana przez mikrogrzyby (DYNOWSKA i BIEDUNKIEWICZ 2013; NOWACKA i in. 2018). W momencie falowania i obmywania roślin strefy litoralu przez wodę może dochodzić do wtórnej transmisji drożdży i pleśni do zbiorników wodnych (BIEDUNKIEWICZ i in. 2020). W pierwszej kolejności roślinność szuwarowa jest kolonizowana przez bakterie, które prowadzą do degradacji kutykuli. Należy podkreślić, że drożdże osiadają na roślinach wodnych zazwyczaj dopiero w okresie letnim, kiedy roślinność jest już silnie rozwinięta. W ostatniej fazie pojawiają się fitopatogeny, np. grzyby strzępkowe (NOWACKA i in. 2018; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020).

Badania wskazują na związek pomiędzy strukturą taksonomiczną i liczebnością drożdży w wodach stref otwartych i kapieliskowych jezior miejskich, a roślinnością znajdującą się w pobliżu tych zbiorników. Obecność mikrogrzybów jest zależna od wielu czynników środowiskowych, takich jak: dobowe i sezonowe zmiany temperatury i światła, dostępność biogenów, zmiany stężenia tlenu. Odziaływanie wymienionych czynników prowadzi do degradacji zanurzonych części roślin, co stwarza dogodne warunki do rozwoju mikrogrzybów (BIEDUNKIEWICZ i in. 2020). Podobnie jak w przypadku gleby mykobiota fyllosfery ma charakter mieszany i zawiera zarówno gatunki auto- jak i allochtoniczne, które napływają do zbiorników wodnych z zewnętrznych źródeł, często o charakterze antropogenicznym np. zrzuty przemysłowe, napływ ścieków (BIEDUNKIEWICZ i OZIMEK 2009). Silna antropopresja prowadzi do obciążeń strefy litoralnej materią organiczną i związkami chemicznymi, co skutkuje indukowaniem szkodliwych procesów eutrofizacji zbiorników wodnych. Drożdże unoszące się w toni wodnej takich akwenów wykazują wysoką aktywność enzymatyczną, proporcjonalną do stopnia eutrofizacji, co wpływa bezpośrednio na ich patogeniczność (BIEDUNKIEWICZ i in. 2013).

Doniesienia na temat obecności drożdży w obrębie fyllosfery są fragmentaryczne, jednak niektórzy badacze wskazują na występowanie drożdży potencjalnie chorobotwórczych na roślinach wodnych (HILBER-BODMER i in. 2017; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020). Drożdże obecne na roślinności szuwarowej mogą konkurować z fitopatogenami o niszę ekologiczną, a w konsekwencji hamować ich wzrost i rozwój. Jest to szczególnie ważne, gdy rośliny, z których izoluje się potencjalne patogeny znajdują się w okolicy kąpielisk lub innych miejsc przeznaczonych do rekreacji (BIEDUNKIEWICZ i in. 2013, 2020).

Roślinność szuwarowa jest istotnym ogniwem transmisji drobnoustrojów w ekosystemach jeziornych. Stanowi również rodzaj bariery dla dopływu biogenów do zbiornika wodnego. Aktywność człowieka nierzadko prowadzi do zaburzenia ciągłości fyllosfery, co może skutkować łatwiejszym zanieczyszczaniem wód i kształtowaniem się potencjalnego zagrożenia sanitarno-epidemiologicznego (BIEDUNKIEWICZ i in. 2020).

1.3.5. Ocena mykologiczna ekosystemów jeziornych

Badania mykologiczne zbiorników wodnych skupiają się na określeniu struktury gatunkowej, taksonomicznej i liczbowej mikrogrzybów oraz zbadaniu ich aktywności biochemicznej i ekologicznej. Powyższe własności dają obraz stanu sanitarnego i ekologicznego zbiornika wodnego oraz zachodzących w nim procesów chemicznych i relacji środowiskowych, co odgrywa istotną rolę w analizie dynamiki ekosystemów wodnych. Uzyskane wyniki pozwalają na określanie stanu sanitarno-epidemiologicznego badanych środowisk, związanych z tym zagrożeń oraz tworzenia racjonalnych planów gospodarowania wodami (DYNOWSKA i BIEDUNKIEWICZ 2013, BIEDUNKIEWICZ i in. 2020).

Istotnym elementem w badaniu mykologicznym jezior są przekroje limnologiczne, uwzględniane przy wyznaczaniu stanowisk badawczych. W pełnym badaniu ekosystemu jeziornego należy uwzględnić litoral, strefy toni wodnej, fyllosferę, sąsiadującą glebę i spływy komunalne (ścieki), przemysłowe, turystyczne, czy rolnicze. W przypadku jezior wykorzystywanych do celów rekreacyjnych, kluczowe będzie badanie kąpielisk o charakterze zorganizowanym (plaże nadzorowane) i niezorganizowanym (plaże dzikie) (DYNOWSKA i BIEDUNKIEWICZ 2013).

1.4. Ogólna charakterystyka dyscypliny siatkówka plażowa

Piłka siatkowa plażowa to dyscyplina rozgrywana przez dwie dwuosobowe drużyny na piaskowym boisku podzielonym siatką (Ryc. 5). Celem drużyny jest zdobycie punktu przez skuteczne umieszczenie piłki w boisku przeciwnika. Współcześnie obserwuje się nieustanny wzrost popularności siatkówki plażowej, związany z jej widowiskowością i zaangażowaniu nowych trendów i technologii, takich jak: profesjonalne transmisje telewizyjne, promowanie w social mediach (Ryc. 5). W efekcie regularnie przybywa osób amatorsko i wyczynowo uprawiających tę dyscyplinę (Official Beach Volleyball Rules 2021-2024).



Rycina 5. Profesjonalny mecz siatkówki plażowej
https://www.fivb.com/en/beachvolleyball
Figure 5. Professional beach volleyball match
https://www.fivb.com/en/beachvolleyball

1.5. Uzasadnienie wyboru tematu i cel badań

Przeprowadzony przegląd literatury wskazuje, że wiedza na temat charakterystyki ekologicznej i struktury taksonomicznej zbiorowisk drożdży w piasku plażowym jest znacząco ograniczona i stanowi rozwojowe pole do badań. Prowadzone analizy z reguły ograniczają się do określenia składu gatunkowego i liczbowego mikrogrzybów w piasku, bez oceny tych parametrów w kontekście ekologicznym i w określonej przestrzeni czasu. Ponadto przegląd aktów prawnych nie wykazał żadnych norm referencyjnych dotyczących czystości mykologicznej piasku plażowego. Normy bezpieczeństwa z zakresu zdrowia publicznego i monitoringu sanitarnego obejmują jedynie parametry bakteriologiczne, chemiczne oraz fizyczne i dotyczą głównie wody kąpieliskowej. Podjęte badania mają charakter przekrojowy, a pozyskane wyniki stanowią bogate źródło informacji na temat piasku plażowego jako niszy ekologicznej oraz pozwalają na wieloaspektową analizę populacji drożdży związanych z tym środowiskiem. W badaniach uwzględniono potencjał chorobotwórczy wyizolowanych gatunków, co pozwoliło na głębsze spojrzenie na epidemiologię grzybic i umożliwiło analizę uzyskanych wyników w kontekście zdrowia publicznego i bezpieczeństwa rekreacyjnego korzystania z plaż. Szczególnie interesujące wydaje się rozszerzenie zakresu badań

o piasek z boisk do siatkówki plażowej. W trakcie przeglądu literatury nie stwierdzono danych z podobnych analiz, co dodatkowo podkreśla innowacyjny charakter badań. Jest to szczególnie ważne z uwagi na rosnącą popularność sportów plażowych i rekreacyjnego wykorzystania plaż. Co więcej, badania zaprojektowano tak aby ocenić związek między populacją mikrogrzybów w piasku, a warunkami meteorologicznymi, co pozwoliło na ocenę możliwego wpływu globalnych zmian środowiska na bezpieczeństwo użytkowania plaż.

Celem badań było określenie składu gatunkowego i ilościowego populacji drożdży potencjalnie chorobotwórczych i chorobotwórczych dla człowieka, obecnych w piasku nadzorowanych i nienadzorowanych plaż oraz boisk do siatkówki plażowej, położonych przy wykorzystywanych do rekreacji kąpieliskach miejskich, nad brzegami jezior na terenie miasta Olsztyn (płn.-wsch. Polska).

Do realizacji celu przyjęto następujące zadania badawcze:

- Pozyskanie izolatów grzybów z wybranych stanowisk plaż piaszczystych kąpielisk miejskich i boisk do siatkówki plażowej na dwóch głębokościach (10 i 50 cm).
- Weryfikacja izolatów drożdży, od izolatów bakterii i grzybów strzępkowych.
- Ocena aktywności enzymatycznej oraz cech makro- i mikromorfologicznych pozyskanych izolatów drożdży.
- Przeprowadzenie lub zlecenie analiz molekularnych, obejmujących: izolację genomowego DNA, amplifikację fragmentów DNA oraz sekwencjonowanie fragmentów ITS-1 i ITS-4 DNA wybranych izolatów drożdży.
- Identyfikacja gatunkowa pozyskanych izolatów drożdży w oparciu o przeprowadzone analizy biochemiczne, mikroskopowe i molekularne.
- Klasyfikacja pozyskanych izolatów drożdży do poziomów biobezpieczeństwa i określenie ich potencjału chorobotwórczego dla użytkowników plaż i boisk do siatkówki plażowej.

2. Materiał i metody

2.1. Teren badań

Materiał do badań stanowiły drożdże wyizolowane w dwóch sezonach letnich (od kwietnia do października 2019 i 2020 roku) z 12. stanowisk badawczych w obrębie nadzorowanych i nienadzorowanych plaż piaszczystych jezior zlokalizowanych w granicach administracyjnych miasta Olsztyna (płn. – wsch. Polska, Europa) (Ryc. 6, Tab. 2, 3, 4, 5, 6, Tablica 1, 2, 3, 4). Z 16 jezior w obrębie miasta do badań wytypowano cztery: Kortowskie, Skanda, Tyrsko i Ukiel (Ryc. 6, Tab. 2, 3, 4, 5), których wody kąpieliskowe są poddawane rutynowym badaniom bakteriologicznym przez uprawnione instytucje państwowe (Wojewódzka Stacja Sanitarno-Epidemiologiczna i Powiatowa Stacja Sanitarno-Epidemiologiczna) (Ryc. 6, Tab. 6).

Cztery spośród wszystkich plaż objętych badaniem podlegają nadzorowi przez uprawnione, miejskie instytucje (Tab. 6). W związku z powyższym wystąpiono do nadzorców o zgodę na pobieranie prób piasku do badań (Zał. 1, 2).

2.1.1. Jezioro Kortowskie

Tabela 2. Ogólna charakterystyka jeziora Kortowskiego (LOSSOW i in. 2005)
Table 2. General characteristics of the Kortowskie lake (LOSSOW et al. 2005)

Cecha	Opis
Typ jeziora	Jezioro holomiktyczne (dimiktyczne), podtypu eumiktycznego, silnie zeutrofizowane
Położenie	Południowo-zachodni Olsztyn
Współrzędne geograficzne	Długość E 21º27', szerokość N 53º46'
Wysokość lustra wody nad poziomem morza	Ok. 105 m
Infrastruktura	Od strony brzegu północnego ogrody działkowe, brzeg południowo-zachodni pokryty lasem, przy brzegu południowo-wschodnim przystań żeglarska, plaża i park miasteczka akademickiego
Dorzecze i zlewnia	Dorzecze Łyny-Pregoły, zlewnia rzeki Kortówka
Powierzchnia zlewni	Zlewnia całkowita 3799,7 ha, zlewnia bezpośrednia 102,1 ha
Charakterystyka zlewni	Zlewnia leśno-rolnicza, wyposażona w kanalizację deszczową
Zanieczyszczenia	Dopływ wód opadowych z sąsiadujących osiedli i wód bagiennych. Jezioro wykorzystywane jako kąpielisko
Badane plaże	• Plaża piaszczysta, nie podlegająca nadzorowi przez uprawnione instytucje miejskie, położona na terenie miasteczka uniwersyteckiego, przy południowo-wschodnim brzegu jeziora

2.1.2. Jezioro Skanda

Tabela 3. Ogólna charakterystyka jeziora Skanda (LOSSOW i in. 2005)
Table 3. General characteristics of the Skanda lake (LOSSOW et al. 2005)

Cecha	Opis
Typ jeziora	Jezioro eumiktyczne, silnie zeutrofizowane
Położenie	Południowo-wschodni Olsztyn
Współrzędne geograficzne	Długość E 20º32', szerokość N 53º45,5'
Wysokość lustra wody nad poziomem morza	Ok. 123 m
Infrastruktura	Brzeg południowo-zachodniego stromy, wysoki i porośnięty lasem. Sąsiedztwo szosy. Brzeg północno-wschodni płaski, porośnięty drzewami i krzewami, z położonymi nieco dalej użytkami rolnymi
Dorzecze i zlewnia	Dorzecze Łyny-Pregoły
Powierzchnia zlewni	Zlewnia całkowita 154,5 ha, zlewnia bezpośrednia 71,8 ha
Charakterystyka zlewni	Zlewnia leśno-rolnicza
Zanieczyszczenia	Obecne gospodarstwa bez kanalizacji w zlewni bezpośredniej. Jezioro wykorzystywane jako kąpielisko
Badane plaże	• Dzika plaża piaszczysto-trawiasta przy północnym brzegu, niepodlegająca nadzorowi przez uprawnione instytucje miejskie, położona w sąsiedztwie gospodarstw rolnych. Plaża wykorzystywana w celach rekreacyjnych • Plaża piaszczysta, nadzorowana przez instytucje administracji miasta Olsztyn, położona przy północnym brzegu. Plaża wykorzystywana w celach rekreacyjnych. W obrębie plaży boisko do siatkówki plażowej

2.1.3. Jezioro Tyrsko

Tabela 4. Ogólna charakterystyka jeziora Skanda (LOSSOW i in. 2005)
Table 4. General characteristics of the Skanda lake (LOSSOW et al. 2005)

Cecha	Opis
Typ jeziora	Jezioro lobeliowe, bradymiktyczne, z postępującą eutrofizacją
Położenie	Północno-zachodni Olsztyn
Współrzędne geograficzne	Długość E 20º25,5', szerokość N 53º48,3'
Wysokość lustra wody nad poziomem morza	Ok. 105 m
Infrastruktura	Brzeg wschodni porośnięty borem mieszanym. W części północnej tereny rekreacyjne z dużym hotelem, parkingami i nieutwardzoną drogą, z borem sosnowym po drugiej stronie. W części zachodniej i południowej ograniczenie w postaci nasypu kolejowego
Dorzecze i zlewnia	Jezioro zamknięte, bez dopływów i odpływów powierzchniowych
Powierzchnia zlewni	Zlewnia 68,2 ha
Charakterystyka zlewni	Dawniej leśno-rolnicza. Obecnie zlewnia utraciła charakter rolniczy
Zanieczyszczenia	Zanieczyszczenia związane z urbanizacją. Obecność hotelu i parkingów. Jezioro wykorzystywane jako kąpielisko dla gości hotelowych
Badane plaże	• Plaża piaszczysta, nienadzorowana przez uprawnione instytucje miejskie, położona w części północnej, przeznaczona dla gości znajdującego się tam hotelu

2.1.4. Jezioro Ukiel

Tabela 5. Ogólna charakterystyka jeziora Ukiel (LOSSOW i in. 2005)
Table 5. General characteristics of the Ukiel lake (LOSSOW et al. 2005)

Cecha	Opis
Typ jeziora	Jezioro holomiktyczne (dimiktyczne), z postępująca eutrofizacją. Baseny północny, środkowy i zachodni posiadają właściwości zbiorników bradymiktycznych, a największy basen południowy eumiktycznych
Położenie	Północno-zachodni Olsztyn
Współrzędne geograficzne	Długość E 20º24,9', szerokość N 53º47,2'
Wysokość lustra wody nad poziomem morza	Ok. 103 m
Infrastruktura	Jezioro o nieregularnym kształcie, złożone z czterech basenów jeziornych połączonych cieśninami. Rozwinięta linia brzegowa. Brzegi przeważnie strome, z licznymi zatokami, miejscami zalesione. Dopływ do jeziora w postaci naturalnych, niewielkich strug leśnych. Jedyny odpływ z Jeziora Ukiel odbywa się przez rzekę Kortówkę. W obrębie największego i najsilniej zurbanizowanego basenu południowego znajduje się zatoka Miła, Słoneczna Polana i plaża miejska miasta Olsztyn. Brzegi basenu południowego są dobrze zagospodarowane i bogate w infrastrukturę rekreacyjną – hotele, przystanie, restauracje, plaże nadzorowane. W sąsiedztwie obecne również duże osiedle domków jednorodzinnych. W okolicy basenu północnego występują liczne pola uprawne i osiedla mieszkalne. Wokół basenu środkowego dominują pola uprawne i obszary zalesione. Basen zachodni charakteryzuje sąsiedztwo lasów, pól uprawnych i dużego osiedla mieszkalnego
Dorzecze i zlewnia	Zlewnia rzeki Kortówki
Powierzchnia zlewni	Zlewnia 408,6 ha
Charakterystyka zlewni	Zlewnia zdominowana przez przepuszczalne i podatne na erozję gleby piaszczyste typu brunatnego. Baseny środkowy i zachodni zachowują w dalszym ciągu charakter leśny, natomiast północny i południowy uznaje się za zurbanizowany i miejskie
Zanieczyszczenia	Zanieczyszczenia związane z urbanizacją. Obecność zaawansowanej infrastruktury rekreacyjnej. Jezioro jest intensywnie wykorzystywane jako kąpielisko i przestrzeń do ruchu motorowodnego
Badane plaże	• Plaża piaszczysta, nienadzorowana przez uprawnione instytucje miejskie, położona w basenie północnym, na wysokości jeziora Tyrsko. Plaża wykorzystywana w celach kąpieliskowych • Plaża Miejska, piaszczysta, nadzorowana przez instytucje administracji miasta Olsztyn, położona w basenie południowym. Intensywnie wykorzystywana w celach rekreacyjnych. W obrębie plaży boiska do siatkówki plażowej • Plaża Omega, piaszczysta, nadzorowana przez instytucje administracji miasta Olsztyn, położona w basenie południowym, przy dużym hotelu. Intensywnie wykorzystywana w celach rekreacyjnych. W okolicy plaży boiska do siatkówki plażowej • Plaża Słoneczna Polana, piaszczysta, nadzorowana przez instytucje administracji miasta Olsztyn, położona w basenie południowym, w sąsiedztwie przystani żeglarskiej. Plaża wykorzystywana w celach rekreacyjnych. W obrębie plaży boisko do siatkówki plażowej

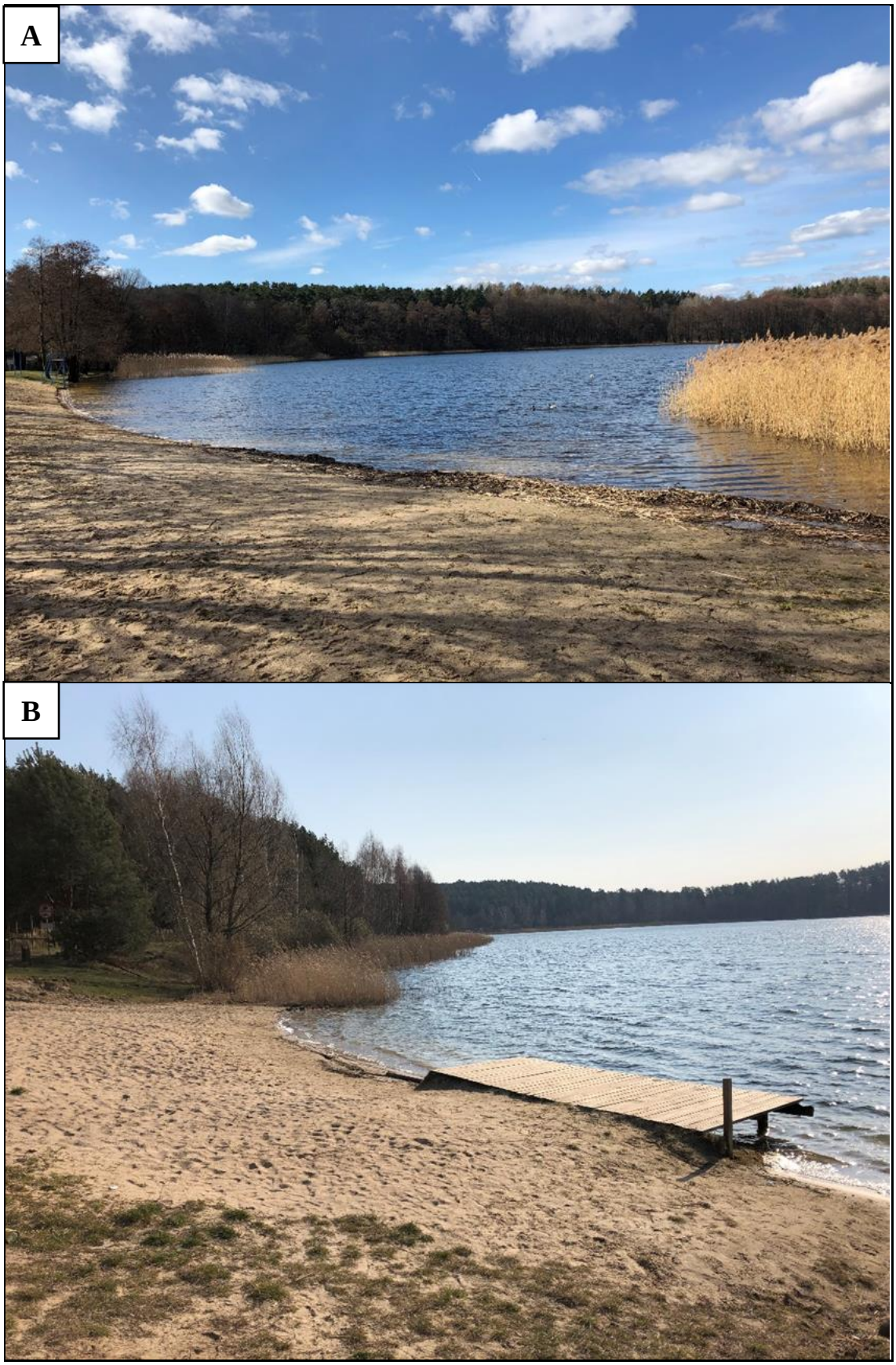
Tabela 6. Ogólna charakterystyka stanowisk badawczych wraz z ich numeracją, umieszczoną na rycinie 6
Table 6. General characteristics of the research stands along with their numbering, shown in figure 6

JEZIORO	NR	STANOWISKO	OPIS STANOWISKA	NADZÓR
KORTOWSKIE	2	PLAŻA	Piaszczysta, w połowie długości linii brzegowej, 3 m od brzegu	nienadzorowana
SKANDA	3	PLAŻA	Piaszczysta, w połowie długości linii brzegowej, 3 m od brzegu	nienadzorowana
	4	PLAŻA OSiR	Piaszczysta, w połowie długości linii brzegowej, 3 m od brzegu	nadzorowana
	5	BOISKO PLAŻA OSiR	Piaszczyste, skrzyżowanie przekątnych wybranej połowy boiska	nie dotyczy
TYRSKO	1	PLAŻA	Piaszczysta, w połowie długości linii brzegowej, 3 m od brzegu	nienadzorowana
UKIEL	6	PLAŻA	Piaszczyste, skrzyżowanie przekątnych wybranej połowy boiska	nienadzorowana
	7	UKIEL MIEJSKA	Piaszczysta, w połowie długości linii brzegowej, 3 m od brzegu	nadzorowana
	8	BOISKO UKIEL MIEJSKA	Piaszczyste, skrzyżowanie przekątnych wybranej połowy boiska	nie dotyczy
	9	UKIEL OMEGA	Piaszczysta, w połowie długości linii brzegowej, 3 m od brzegu	nadzorowana
	10	BOISKO UKIEL OMEGA	Piaszczyste, skrzyżowanie przekątnych wybranej połowy boiska	nie dotyczy
	11	UKIEL SŁONECZNA POLANA	Piaszczysta, w połowie długości linii brzegowej, 3 m od brzegu	nadzorowana
	12	BOISKO UKIEL SŁONECZNA POLANA	Ziemiste, skrzyżowanie przekątnych wybranej połowy boiska	nie dotyczy

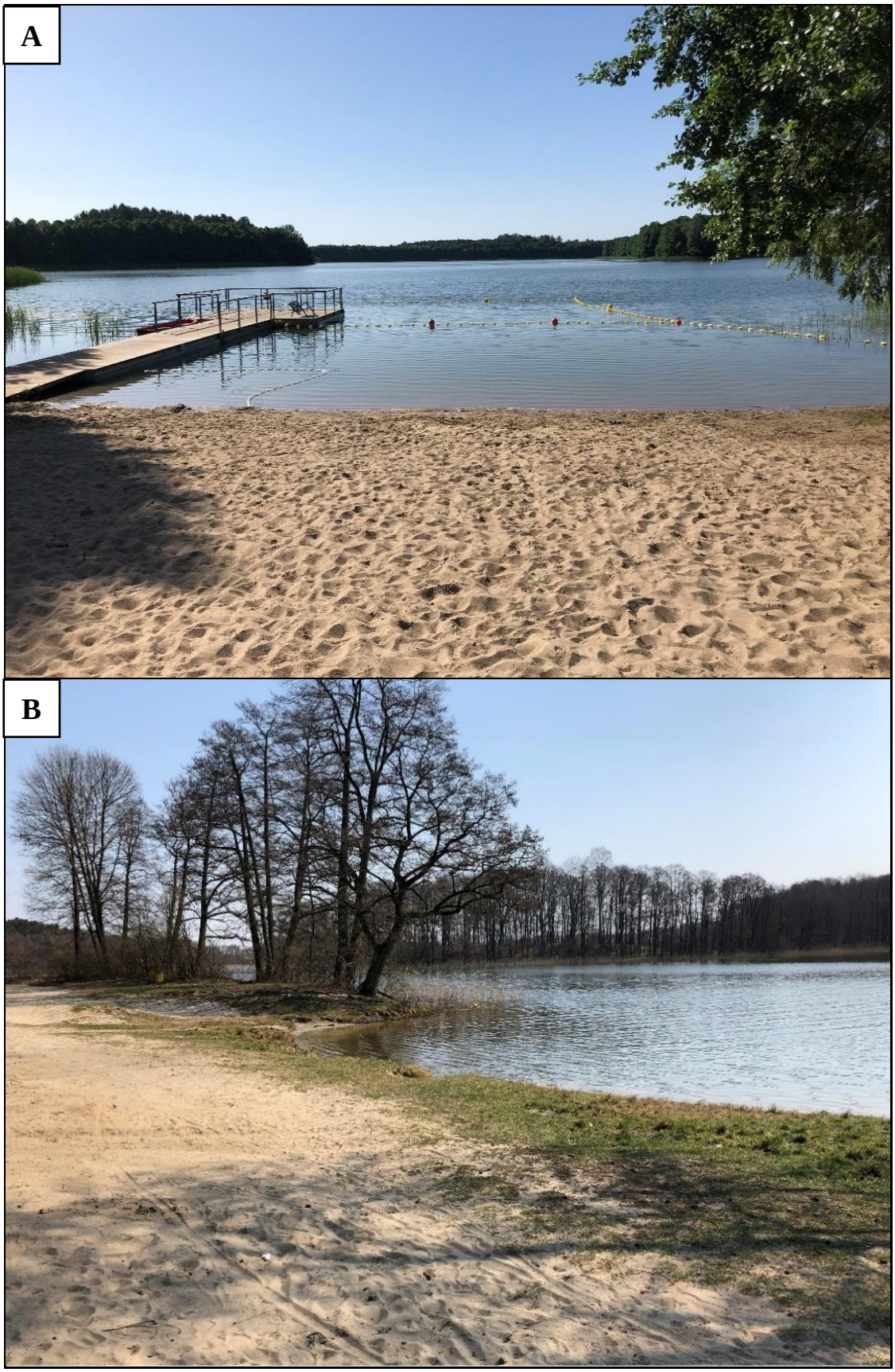


Rycina 6. Lokalizacja stanowisk badawczych na tle mapy administracyjnej Olsztyna (płn. – wsch. Polska)

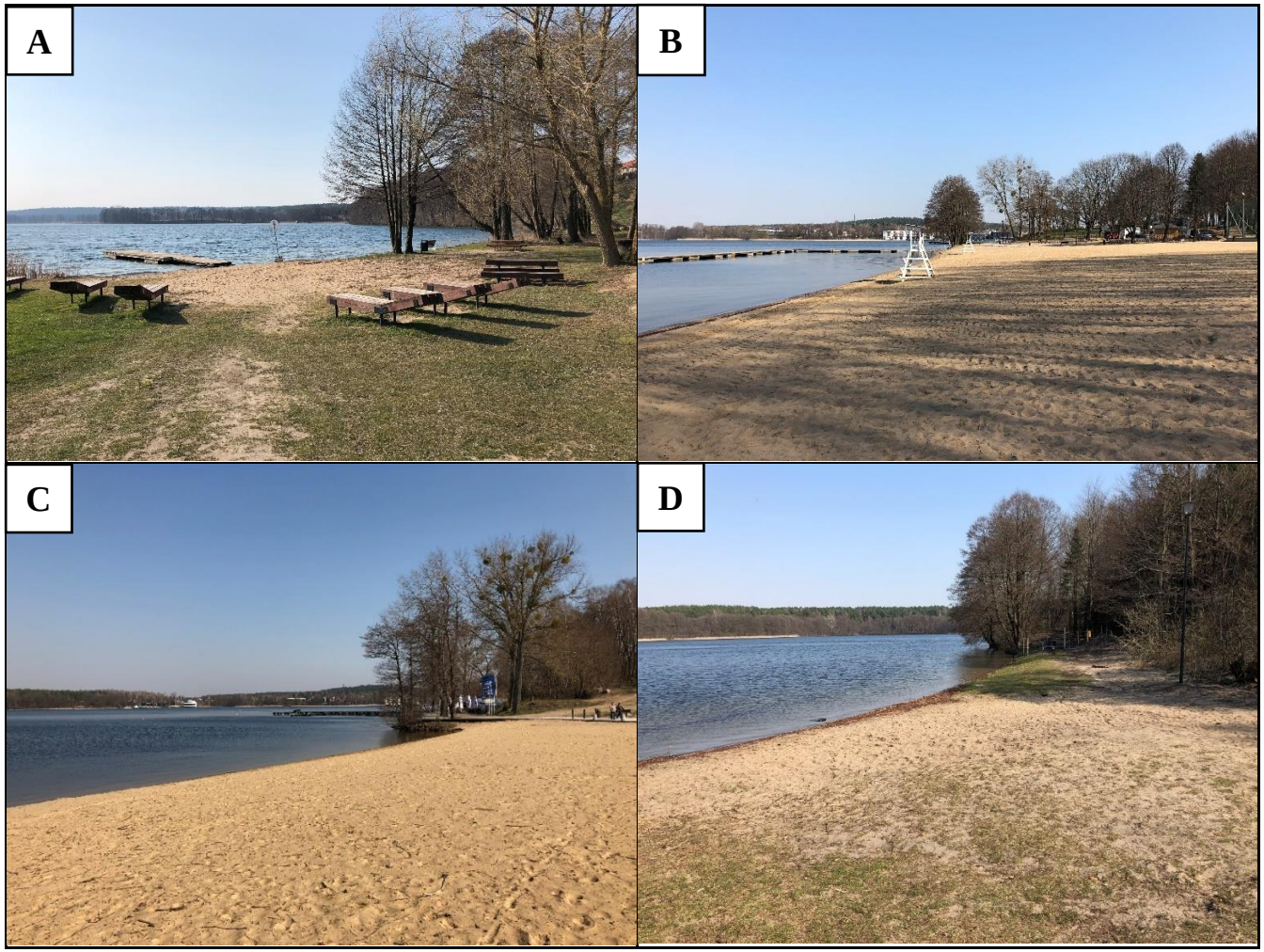
Figure 6. Location of test stands against the background of the Olsztyn administrative map (N-E Poland)



Tablica 1. **A** – Plaża nad Jeziorem Kortowskim; **B** – Plaża nad jeziorem Tyrsko;
Board 1. **A** – Beach on Lake Kortowskie; **B** – Beach on lake Tyrsko



Tablica 2. **A** – Plaża nad jeziorem Skanda (OSiR); **B** – Plaża nad jeziorem Skanda;
Board 2. **A** – Beach on lake Skanda (OSiR); **B** – Beach on lake Skanda



Tablica 3. **A** – Plaża nad jeziorem Ukiel; **B** – Plaża nad jeziorem Ukiel (Miejska); **C** – Plaża nad jeziorem Ukiel (Omega); **D** – Plaża nad jeziorem Ukiel (Słoneczna Polana)

Board 3. **A** – Beach on lake Ukiel; **B** – Beach on Ukiel (Miejska); **C** – Beach on Ukiel (Omega); **D** – Beach on Ukiel (Słoneczna Polana)



Tablica 4. Badane boiska do siatkówki plażowej (**A** – Skanda OSiR; **B** – Ukiel Miejska; **C** – Ukiel Omega; **D** – Ukiel Słoneczna Polana)
Board 4. Tested beach volleyball courts (**A** – OSiR Skanda; **B** – Ukiel Miejska; **C** – Ukiel Omega; **D** – Ukiel Słoneczna Polana)

2.2. Pobieranie prób

Aby ocenić zmienność składu gatunkowego drożdży w kontekście sezonowej aktywności użytkowników plaż, próby do badań z wyznaczonych stanowisk badawczych w obrębie plaż pobierano raz w miesiącu (w pierwszym tygodniu miesiąca), dwukrotnie w ciągu dnia (rano – do godziny 10:00, wieczorem – w godzinach 19:00 – 22:00). W przypadku boisk do siatkówki plażowej próby pobierano raz w miesiącu w godzinach wieczornych (19:00 – 22:00). W przypadku plaż stanowiska badawcze wyznaczono w połowie długości linii brzegowej danej plaży, w odległości 3. metrów od lustra wody. Stanowiska do pobierania piasku z boisk do siatkówki plażowej wyznaczano w miejscu przecięcia przekątnych wybranej połowy boiska.

W celu porównania składu gatunkowego drożdży na powierzchni i poniżej warstwy mieszania się piasku, pobierano ok. 50. gramowe próby piasku z dwóch głębokości (10 cm i 50 cm), za pomocą świdra ziemnego (Fiskars), każdorazowo jałowionego 70% roztworem alkoholu (Ryc. 7). Pobrane próby umieszczano w sterylnych, opisanych, plastikowych workach strunowych.



Rycina 7. Pobieranie prób piasku świdrem glebowym
Figure 7. Sampling sand with a soil auger

W trakcie pobierania prób kontrolowano i dokumentowano następujące parametry meteorologiczne: temperatura, wilgotność powietrza, indeks UV (Zał. 3). Wartości

wskazanych parametrów odczytywano w trakcie pobierania prób piasku z zastosowaniem aplikacji komórkowej „Pogoda” (urządzenie iPhone 13, system iOS 15.4.1). Na podstawie uzyskanych danych meteorologicznych określono także średnią temperaturę w każdym miesiącu sezonu badawczego (Zał. 3, 4).

Procedurę izolacji drożdży rozpoczynano każdorazowo (dla każdego miesiąca) w czasie nie przekraczającym 48. godzin od momentu pobrania prób piasku. Do czasu izolacji materiał przechowywano w warunkach chłodniczych (4°C) (WÓJCIK i in. 2013).

2.3. Izolacja i hodowla drożdży

Do izolacji drożdży z próbek piasku wykorzystano modyfikację metod przedstawionych w pracach (WÓJCIK i in. 2013; WÓJCIK i in. 2016) (Ryc. 7, 8, 9).

Dla każdej próby piasku przygotowywano sterylną, szklaną kolbę z 90 ml jałowej wody wodociągowej, w której umieszczano 10. gramową próbkę piasku i wytrząsano ją w wytrząsarce orbitalnej (WL-972) przez 15 minut celem uzyskania rozcieńczenia 1:10 (Ryc. 8). Izolację drożdży prowadzono metodą posiewu powierzchniowego, wprowadzając 0,1 ml zawiesiny piasku na podłoże agarowe z różem bengalskim i chloramfenikolem (RBC) i rozprowadzając sterylną głaszczką do wchłonięcia. Tak przygotowane podłoża inkubowano w 25°C przez 48-72 godziny. W badaniach pilotażowych, których celem była walidacja metod badawczych, nie uzyskano wzrostu drożdży w 37°C. Z uwagi na pozyskiwanie szczepów środowiskowych dla przeprowadzenia skutecznej izolacji drożdży z piasku i oceny ich potencjału do powodowania grzybic powierzchniowych przyjęto w dalszych badaniach temperaturę inkubacji 25°C.

Podłoże z różem bengalskim i chloramfenikolem (BAŁABAŃSKI 2016):

- agar 15,0 g
- pepton mykologiczny 5,0 g
- glukoza 10,0 g
- $MgSO_4$ 0,5 g
- KH_2PO_4 0,5 g
- roztwór różu bengalskiego 10,0 ml
- chloramfenikol 10,0 ml
- woda destylowana 1000 ml

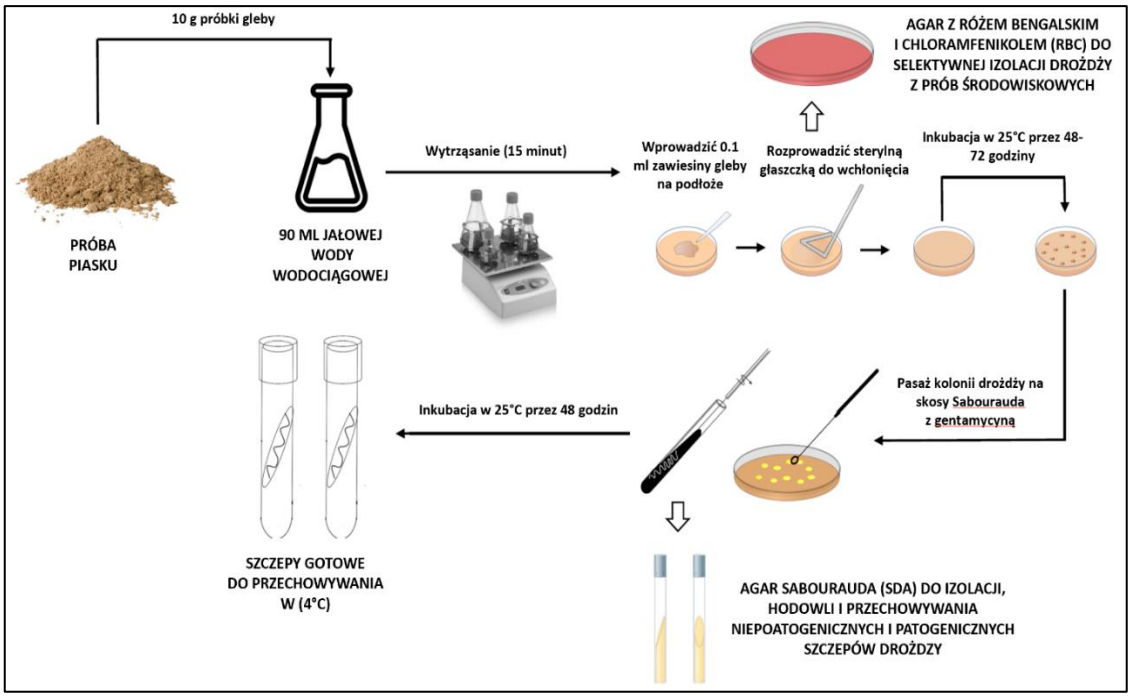


Rycina 8. Wytrząsanie przygotowanych zawiesin piasku
Figure 8. Shaking prepared sand suspensions

Po inkubacji przeprowadzono ocenę cech makroskopowych wyrosłych kolonii (bakterie, drożdże, grzyby pleśniowe), wykonywano preparaty mikroskopowe przyżyciowe, w kropli jałowej wody wodociągowej i dokonano odróżnienia kolonii drożdży od pozostałych kolonii na podstawie obserwacji mikroskopowej. Następnie zliczano kolonie drożdży i pasażowano każdą z nich na skosy z agarem Sabourauda z chloramfenikolem i ponownie inkubowano w 25°C przez 48 godzin. Po inkubacji hodowle zabezpieczano do dalszych badań poprzez umieszczenie w warunkach chłodniczych (4°C).

Podłoże Sabourauda z chloramfenikolem (BAŁABAŃSKI 2016):

- agar 8,0 g
- glukoza 40,0 g
- pepton mięsny 10,0 g
- chloramfenikol 50,0 mg
- woda destylowana 1000 ml



Rycina 9. Metoda izolacji drożdży z piasku (na podstawie: WÓJCIK i in. 2013; 2016)
Figure 9. Technique of isolating yeasts from sand (based on: WÓJCIK et al. 2013; 2016)

2.4. Ocena liczebności drożdży

Do określenia ogólnej liczby drożdży w próbkach piasku metodą hodowlaną zastosowano technikę płytkową z użyciem podłóż stałych (WÓJCIK i in. 2013). Zgodnie z założeniami metody liczba żywych komórek w badanej próbce jest taka sama jak liczba obserwowanych kolonii.

Do odczytu wykorzystano hodowle na podłożu z różem bengalskim i chloramfenikolem z dwóch równoległych powtórzeń z rozcieńczenia 1:10. Liczebność drożdży w jednostkach tworzących kolonię (jtk) na 1 g gleby wyliczono z zastosowaniem następującego wzoru:

$$\boldsymbol{X = a \times b \times 10}$$

gdzie:

a – średnia liczba kolonii na płytkach z równoległych powtórzeń

b – odwrotność wysianego rozcieńczenia

10 – współczynnik przeliczenia na 1 g lub 1 cm^3

2.5. Ocena zdolności fermentacyjnych drożdży

Przeprowadzono ocenę właściwości fermentacyjnych pozyskanych izolatów drożdży z zastosowaniem szeregu podstawowych cukrów wykorzystywanych w laboratoriach mykologicznych (glukoza, galaktoza, maltoza, sacharoza, laktoza). Analizę przeprowadzono z zastosowaniem podłoża płynnego do zymogramu węglowodanowego (BAŁABAŃSKI 2016):

- wybrany cukier 2,0 g
- pepton 0,5 g
- woda destylowana 100 ml
- błękit bromotymolowy (0,1%) + NaOH – do osiągnięcia niebieskiej barwy

Sporządzono zawiesiny z kolonii badanych szczepów w jałowej wodzie wodociągowej o zmętnieniu 3° w skali McFarlanda. Dla każdego szczepu przygotowano zestaw do zymogramu składający się z 5. probówek, dedykowanych poszczególnym z badanych cukrów. Następnie do każdej z 5. probówek wprowadzano po 40 µl zawiesiny. Tak przygotowane zestawy inkubowano w 25°C przez 48 godzin.

Zdolność do fermentacji poszczególnych cukrów stwierdzano na podstawie zmiany barwy podłoża z niebieskiej na słomkowo-żółtą lub/ i zmętnieniem podłoża.

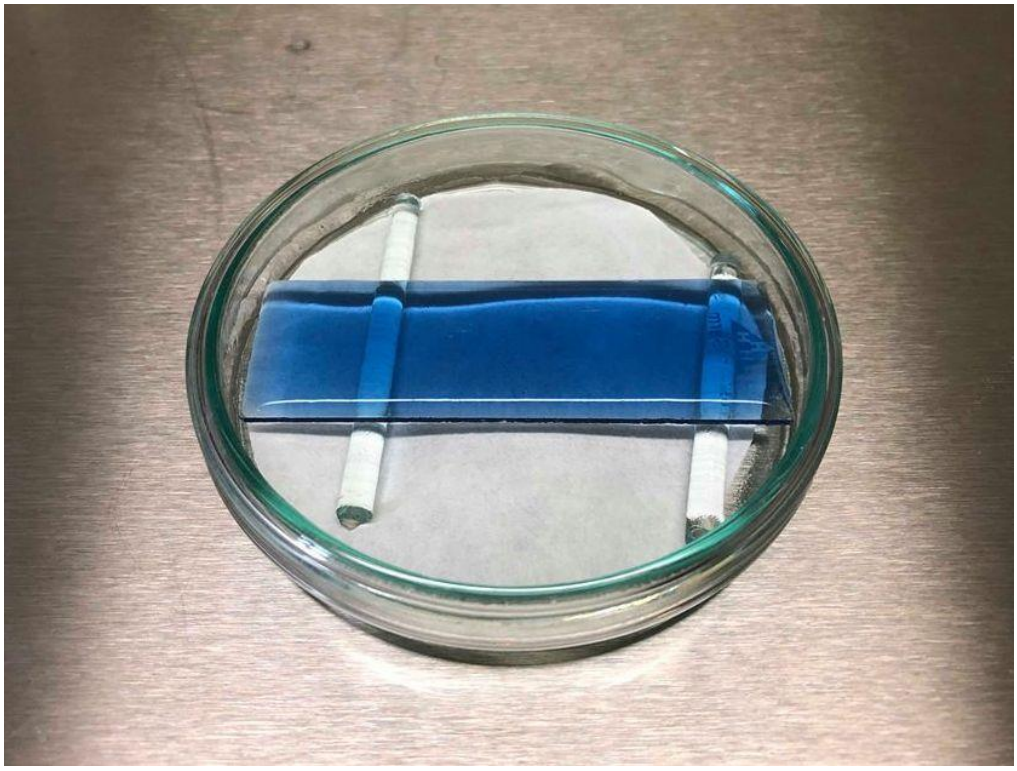
2.6. Ocena cech mikromorfologicznych drożdży

W celu analizy cech mikromorfologicznych pozyskanych szczepów zakładano mikrohodowle na agarze Nickersona (DYNOWSKA i EJDYS 2011; DYNOWSKA i BIEDUNKIEWICZ 2013; BAŁABAŃSKI 2016):

- skrobia ziemniaczana lub glukoza 20,0 g / 10,0 g
- KH_2PO_4 1,0 g
- $(NH_4)_2SO_4$ 1,0 g
- błękit trypanowy 0,1 g
- biotyna 2,5 mg
- agar 10,0g
- woda destylowana 1000 ml

Hodowle prowadzono w wilgotnych komorach składających się ze sterylnej szalki Petriego z bibułą filtracyjną na dnie, szklanych bagietek i umieszczonym na nim szkiełku

podstawowym. Szkiełko pokrywano cienką i równomierną warstwą podłoża Nickersona (Ryc. 10).



Rycina 10. Komora wilgotna z podłożem Nickersona do mikrohodowli drożdży
Figure 10. Humid chamber with Nickerson agar for yeasts microculture

W celu założenia hodowli w komorze wilgotnej, za pomocą jałowej ezy mikrobiologicznej, nanoszono fragment kolonii na powierzchnię agaru Nickersona. Następnie pokrywano inokulat 20 µl roztworu surowicy króliczej z bulionem bakteriologicznym (1:1) i przykrywano sterylnym szkiełkiem nakrywkowym. W ostatniej fazie nanoszono 1 ml wody destylowanej na bibułę umieszczoną na dnie komory, aby zapewnić odpowiednią wilgotność. Tak przygotowane mikrohodowle poddawano inkubacji w temperaturze 25°C, przez 144 h, w celu obserwacji istotnych diagnostycznie cech mikromorfologicznych, takich jak: wielkość, kształt, położenie i sposób tworzenia blastospor, zdolność do wytwarzania chlamydospor, pseudostrzępek i strzępek oraz ich wielkość, kształt i układ (DYNOWSKA i EJDYS 2011; BAŁABAŃSKI 2016, 2018; BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020; KULESZA i in. 2021).

Po inkubacji prowadzono obserwację mikroskopową mikrohodowli (po 48, 72 i 144 godzinach) wraz ze sporządzeniem dokumentacji fotograficznej.

2.7. Analizy molekularne

W celu potwierdzenia oznaczeń wykonanych metodami diagnostyki klasycznej przeprowadzono izolację genomowego DNA zestawem Genomic Mini AX Yeast Spin firmy A&A, dla 49. najczęściej powtarzających się gatunków. Dokonano pomiaru wydajności izolacji na urządzeniu NanoDrop 2000.

Usługę polegającą na amplifikacji fragmentów wyizolowanego DNA oraz sekwencjonowania fragmentów ITS-1 i ITS-4 DNA wybranych izolatów drożdży zlecono firmie A&A. Fragmenty DNA uzyskane w wyniku reakcji amplifikacji zostały oczyszczone za pomocą zestawu Clean-Up AX (A&A Biotechnology). Produkty PCR zawieszono w buforze 10 mM Tris-HCl pH 8.0, rozcieńczono do stężenia 50 ng/µl i wysłano do sekwencjonowania do firmy Macrogen (Holandia).

Przeanalizowano otrzymane sekwencje nukleotydowe z wykorzystaniem narzędzia Nucleotide BLAST. Podczas porównywania sekwencji z bazami danych uwzględniano wartość współczynnika E (im wartość E jest bliższa zeru, tym bardziej wiarygodne dopasowanie wyniku).

2.8. Identyfikacja gatunkowa

Sporządzono opis makromorfologiczny zweryfikowanych kolonii drożdży z uwzględnieniem następujących cech: wielkość, kształt, barwa, konsystencja, wyniosłość, struktura brzegu, przejrzystość, zapach, wrastanie w podłoże.

W procesie identyfikacji wyizolowanych szczepów analizowano cechy makro- i mikromorfologiczne, właściwości biochemiczne, oraz wyniki testów molekularnych. W przypadku szczepów, przy których wystąpiły trudności w identyfikacji na podstawie cech mikromorfologicznych wykonywano barwienie Schaeffera-Fultona, umożliwiające wykazanie obecności worków z askosporami i klasyfikację szczepu do drożdży workowych lub nie tworzących worków z zarodnikami (ERGÜL i ÇALIŞKAN 2018). Dokonano oznaczeń gatunkowych z wykorzystaniem następujących kluczy diagnostycznych: DE HOOG i in. (2000; 2020a, 2020b), KURTZMAN i FELL (2000), KURTZMAN i in. (2011), LODDER i KREGER – VAN RIJ (1967). Powyższe klucze wykorzystano również do określenia wartości wskaźnika BSL (BioSafety Levels) celem oceny potencjału infekcyjnego zidentyfikowanych gatunków. Na podstawie obrazów grzybni w preparatach mikroskopowych oraz preparatach długoterminowych

(mikrohodowle na agarze Nickersona) podjęto decyzję o ostatecznym przyporządkowaniu do gatunków w przypadkach, w których nie uzyskano jednoznacznych wyników oznaczeń molekularnych.

Aktualność nazw gatunkowych weryfikowano z wykorzystaniem bazy Index Fungorum (Zał. 8).

2.9. Analiza statystyczna

Analizę statystyczną (w tym post hoc) przeprowadzono przy użyciu oprogramowania STATISTICA13.3 (StatSoft). W analizie wykorzystano następujące testy statystyczne: nieparametryczny test U Manna-Witneya, nieparametryczny test Kruskala-Wallisa H, test one-way ANOVA (jednoczynnikowa analiza wariancji), test b Tukeya i współczynnik korelacji rang Spearmana.

Dla wszystkich przeprowadzonych testów przyjęto istotność różnic na poziomie $p<0.05$.

2.10. Pozyskanie informacji technicznych w zakresie kontroli plaż nadzorowanych

Wystąpiono do nadzorców badanych plaż o informację na temat szacowanej liczby użytkowników, parametrów technicznych piasku i częstości jego wymiany, oraz przeprowadzonych imprez kulturalnych i sportowych. Pozyskane dane zamieszono w załącznikach do pracy (Zał. 9, 10, 11, 12, 13).

Dane dotyczące liczby użytkowników nie zostały poddane analizie statystycznej z uwagi na ich ograniczenia formalne i techniczne, uniemożliwiające analizę porównawczą:

- Brak danych w zakresie wszystkich badanych plaż nadzorowanych - nadzorca nie prowadził rejestru liczby użytkowników na plaży Ukiel Słoneczna Polana.
- Zróżnicowany czas prowadzenia rejestru - nadzorcy różnie definiowali sezon letni w zależności od plaży (brak jednakowego zakresu danych).
- Plaże Ukiel Miejska i Ukiel Omega tworzą kompleks rekreacyjny „Ukiel”, dla którego nadzorca prowadzi zbiorczy rejestr liczby użytkowników (brak możliwości określenia liczby użytkowników każdej z plaż osobno).

3. Wyniki

3.1. Drożdże wyizolowane z badanych prób piasku

W czasie prowadzonych badań przeanalizowano łącznie 298 izolatów drożdży, wśród których zidentyfikowano 67 gatunków, należących do 49. rodzajów. 33 spośród zidentyfikowanych rodzajów zaklasyfikowano do drożdży workowych (*Ascomycota*, 67,3%), a pozostałe 16 do drożdży podstawkowych (*Basidiomycota*, 32,7%) (Tab. 7, Zał. 5). Wśród wszystkich izolatów stwierdzono 5 dwugatunkowych (1,68% wszystkich izolatów), a 11 oznaczono tylko do rodzaju z uwagi na brak wystarczających danych do pełnej identyfikacji (3,69% wszystkich izolatów) (Tab. 7, 8, Tablica 7). Izolaty dwugatunkowe notowano w obu sezonach badawczych, w obrębie piasku plaż trzech z czterech badanych jezior, na różnych głębokościach i o różnej porze dnia (Tab. 8). Grzyby wchodzące w skład izolatów dwugatunkowych zliczano oddzielnie, zarówno w analizach ilościowych, jak i statystycznych. Spośród wszystkich 67. gatunków 8 zakwalifikowano do drugiej grupy biobezpieczeństwa (BSL-2) (Tablica 6A, 6B, Zał. 5). 24 izolaty usunięto z kolekcji z uwagi na wtórne zanieczyszczenia bakteriami, roztoczami lub grzybami pleśniowymi. Wstępna selekcja makroskopowa, uwzględniająca cechy makromorfologiczne kolonii, wskazała na konieczność wyróżnienia odmiennych izolatów, które w dalszych etapach diagnostyki zaklasyfikowano jako ten sam gatunek. (Zał. 6, 7).

Tabela 7. Liczba izolatów poszczególnych gatunków pozyskanych w trakcie badań w ujęciu malejącym
Table 7. The number of isolates of individual species obtained during the research in decreasing order

LP.	GATUNEK	GROMADA	LICZBA IZOLATÓW
1	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	B	32
2	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	A	25
3	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	B	18
4	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	A	15
5	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	A	15
6	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	A	12
7	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	B	12
8	***Citeromyces matritensis*** (Santa María) Santa María 1957 (anamorfa: *Candida globosa*)	A	8
9	***Mycogloea nipponica*** Bandoni 1998	B	8
10	***Pichia membranifaciens*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	A	7
11	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010	A	7
12	***Candida pseudolambica*** M.T. Sm. & Poot 1989	A	6
13	***Oosporidium margaritiferum*** Stautz 1931	A	6

14	***Tausonia pullulans*** (Lindner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	B	6
15	***Aureobasidium pullulans*** (de Bary & Löwenthal) G. Arnaud 1918	A	5
16	***Cryptococcus amylolentus*** (Van der Walt, D.B. Scott & Klift) Golubev 1981	B	5
17	***Komagataella pastoris*** (Guillierm.) Y. Yamada, M. Matsuda, K. Maeda & Mikata 1995	A	5
18	***Nadsonia fulvescens var. elongata*** (Konok.) Golubev & M.T. Sm. 1989	A	5
19	***Saccharomyces cerevisiae*** (Desm.) Meyen 1838	A	5
20	***Saccharomycodes ludwigii*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	A	5
21	***Torulaspora globosa*** (Klöcker) Van der Walt & Johannsen 1975	A	5
22	***Vanderwaltozyma polyspora*** (Van der Walt) Kurtzman 2003	A	5
23	***Cryptococcus* sp.**	B	5
24	***Kondoa malvinella*** (Fell & I.L. Hunter) Y. Yamada, Nakagawa & I. Banno 1989	B	4
25	***Papiliotrema laurentii*** (Kuff.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	B	4
26	***Cyniclomyces guttulatus*** (C.P. Robin) Van der Walt & D.B. Scott 1971	A	3
27	***Dipodascus albidus*** Lagerh. 1892	A	3
28	***Exophiala jeanselmei*** (Langeron) McGinnis & A.A. Padhye 1977	A	3
29	***Nadsonia commutata*** Golubev 1973	A	3
30	***Naganishia albida*** (Saito) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	B	3
31	***Papiliotrema pseudoalba*** (Nakase & M. Suzuki) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015)	B	3
32	***Saccharomyces bayanus*** Sacc. 1895	A	3
33	***Saitozyma podzolica*** (Babeva & Reshetova) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	B	3
34	***Dipodascus geotrichum*** (E.E. Butler & L.J. Petersen) Arx 1977	A	2
35	***Exophiala castellanii*** Iwatsu, Nishim. & Miyaji 1984	A	2
36	***Lipomyces lipofer*** (Den Dooren) Lodder & Kreger-van Rij 1952	A	2
37	***Moniliella spathulata*** (de Hoog) C.A. Rosa & Lachance 2009	B	2
38	***Ogataea angusta*** (Teun., H.H. Hall & Wick.) S.O. Suh & J.J. Zhou 2010	A	2
39	***Rhodotorula diobovata*** (S.Y. Newell & I.L. Hunter) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	B	2
40	***Schwanniomyces occidentalis*** Klöcker 1909	A	2
41	***Thelebolus globosus*** Brumm. & de Hoog 2005	A	2
42	***Bullera* sp.**	B	2
43	***Dipodascus* sp.**	A	2
44	***Ballistosporomyces xanthus*** Nakase, G. Okada & Sugiy. 1989	B	1
45	***Candida albicans*** (C.P. Robin) Berkhout 1923	A	1
46	***Clavispora lusitaniae*** Rodr. Mir. 1979 (anamorfa: *Candida lusitaniae*)	A	1
47	***Cryptococcus uniguttulatus*** (Wolfram & Zach) Phaff & Fell 1970	B	1
48	***Curvibasidium nothofagi*** (C. Ramírez & A.E. González) Haelew. & Aime 2021	B	1
49	***Dothiora sorbi*** (Wahlenb.) Fuckel 1870	A	1
50	***Exophiala bergeri*** Haase & de Hoog 1999	A	1
51	***Hanseniaspora osmophila*** (Niehaus) Phaff, M.W. Mill. & Shifrine 1956	A	1
52	***Hyphopichia rhagii*** (Diddens & Lodder) L.R. Ribeiro, M. Groenew., N. Jacques, Casareg., Lachance & C.A. Rosa 2017	A	1
53	***Kregervanrija fluxuum*** (Phaff & E.P. Knapp) Kurtzman 2006 (anamorfa: *Candida vini*)	A	1
54	***Lachancea thermotolerans*** (Filippov) Kurtzman 2003	A	1
55	***Leucosporidium scottii*** Fell, Statzell, I.L. Hunter & Phaff 1970	B	1
56	***Lipomyces starkeyi*** Lodder & Kreger-van Rij 1952	A	1
57	***Lodderomyces elongisporus*** (Recca & Mrak) Van der Walt 1971	A	1
58	***Metschnikowia pulcherrima*** Pitt & M.W. Mill. 1968 (anamorfa: *Candida pulcherrima*)	A	1
59	***Ogataea minuta*** (Wick.) Y. Yamada, K. Maeda & Mikata 1994	A	1

60	***Pichia fermentans*** Lodder 1932	A	1
61	***Pichia terricola*** Van der Walt 1957	A	1
62	***Rhodotorula babjevae*** (Golubev) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	B	1
63	***Saccharomyces mikatae*** G.I. Naumov, S.A. James, E.S. Naumova, E.J. Louis & I.N. Roberts 2000	A	1
64	***Saccharomycopsis javanensis*** (Klöcker) Kurtzman & Robnett 1995	A	1
65	***Schizosaccharomyces octosporus*** Beij. 1897	A	1
66	***Schizosaccharomyces pombe*** Lindner 1893	A	1
67	***Schwanniomyces vanrijiae*** (Van der Walt & Tscheuschner) M. Suzuki & Kurtzman 2010	A	1
68	***Sydowia polyspora*** (Bref. & Tavel) E. Müll. 1953	A	1
69	***Vanrija humicola*** (Dasz.) R.T. Moore 1980	B	1
70	***Wickerhamomyces anomalus*** (E.C. Hansen) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008 (anamorfa: *Candida pelliculosa*)	A	1
71	***Kluyveromyces* sp.**	A	1
72	***Lipomyces* sp.**	A	1

A – grzyby workowe (*Ascomycota*)
B – grzyby podstawkowe (*Basidiomycota*)

Tabela 8. Wykaz izolatów wielogatunkowych
Table 8. List of two species isolates

	NR SZCZEPU	C.D	KOD SZCZEPU	IZOLATY DWUGATUNKOWE
SEZON 2018 - 2019 (129)	**44**	**44**	**w/01.05.19/UO/N/10**	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978 ***Pichia fermentans*** Lodder 1932
	60	**60**	**r/03.06.19/U/NN/50**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984 ***Nadsonia commutata*** Golubev 1973
	61	**61**	**r/03.06.19/U/NN/50**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984 ***Nadsonia commutata*** Golubev 1973
SEZON 2019 - 2020 (169)	**176**	**36**	**r/05.05.2020/S/N/10**	***Candida albicans*** (C.P. Robin) Berkhout 1923 ***Dipodascus albidus*** Lagerh. 1892
	283	**143**	**w/06.09.2020/T/NN/10**	***Saccharomycodes ludwigii*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904 ***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009

jezioro Tyrsko
jezioro Kortowskie
jezioro Skanda
jezioro Ukiel

C.D – numeracja z podziałem na sezony
w/06.09.19/UM/N/b/10 – kod próby (r – rano; w – wieczór; K – plaża jezioro Kortowskie; S – plaża jezioro Skanda; T – plaża jezioro Tyrsko; U – plaża jezioro Ukiel; UM – plaża Miejska jezioro Ukiel, UO – plaża Omega jezioro Ukiel; US – plaża Słoneczna Polana jezioro Ukiel; N – plaża nadzorowana; NN – plaża nienadzorowana; b – boisko do siatkówki plażowej; 10 – głębokość 10 cm; 50 – głębokość 50 cm

Spośród drożdży wyizolowanych w trakcie badań najliczniej reprezentowane były gatunki: *Barnettozyma californica*, *Candida glabrata*, *Cutaneotrichosporon moniliiforme*, *C. jirovecii*, *Debaryomyces hansenii*, *Schwanniomyces polymorphus*, *Solicoccozyma aeria*. Pozostałe gatunki występowały w liczbie 8. izolatów lub mniej (Tab. 7, Tablica 5A, 5B).

3.2. Oznaczenia molekularne

Dla 49. najczęściej powtarzających się gatunków według wstępnej identyfikacji metodami klasycznymi wykonano testy molekularne w celu weryfikacji uzyskanych oznaczeń. W przypadku rozbieżności między wynikiem badań molekularnych i obrazem drożdży w mikrohodowlach pełną i ostateczną identyfikację gatunkową przeprowadzono z zastosowaniem metod diagnostyki klasycznej (Tab. 9, Zał. 7).

Tabela 9. Wyniki oznaczeń molekularnych
Table 9. Results of molecular determinations

LP.	NUMER SZCZEPU	GATUNEK	% IDENTYFIKACJI	STOPIEŃ POKRYCIA	DŁUGOŚĆ SEKWENCJI
1	1	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	97.24%	47%	997
		Cutaneotrichosporon jirovecii (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	92.53%	52%	937
2	2	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	99.19%	91%	992
3	3	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	99.38%	97%	993
		Cutaneotrichosporon jirovecii (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	99.18%	96%	993
4	12	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	100.00%	96%	1004
5	14	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	99.07%	94%	1058
6	15	***Candida pseudolambica*** M.T. Sm. & Poot 1989	76.05%	61%	650
		***Pichia* sp.**	76.19%	60%	650
7	19	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010 (daw. Debaryomyces castellii Capr. 1958)	99.83%	92%	860
8	22	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	100.00%	94%	1007
		Cutaneotrichosporon jirovecii (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	99.20%	98%	1007
9	23	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010 (daw. *Debaryomyces castellii Capr. 1958)*	99.83%	96%	1006
10	30	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010 (daw. *Debaryomyces castellii* Capr. 1958)	99.17%	95%	1024
11	38	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	100.00%	100%	571
12	47	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	99.60%	97%	997
13	49	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	100.00%	100%	483
14	55	***Saitozyma podzolica*** (Babeva & Reshetova) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	100.00%	100%	465
15	56	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	99.40%	100%	495
16	57	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	99.79%	96%	945
		Cutaneotrichosporon jirovecii (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	99.79%	96%	945
17	63	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	100.00%	96%	1010
		Cutaneotrichosporon jirovecii (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	99.00%	98%	1010
18	65	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	100.00%	96%	993
19	71	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	99.40%	98%	968
20	79	***Tausonia pullulans*** (Lindner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	100.00%	100%	570
21	80	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	100.00%	99%	1005
22	81	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	99.38%	98%	1005
23	82	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	99.62%	96%	973
24	83	***Tausonia pullulans*** (Lindner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	97.75%	95%	561
25	84	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	97.74%	100%	528
26	86	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	95.79%	97%	926

27	89	***Sarocladium strictum*** (W. Gams) Summerb. 2011	100.00%	99%	516
28	91	***Candida intermedia*** (Cif. & Ashford) Langeron & Guerra 1938	98.05%	50%	716
29	98	***Papiliotrema terrestris*** Crestani, Landell, Faganello, Vainstein, Vishniac & P. Valente ex Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2020	99.39%	92%	1016
30	102	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	99.20%	91%	972
31	105	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	100.00%	47%	962
32	106	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	99.79%	48%	995
		Cutaneotrichosporon moniliiforme (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	99.79%	48%	995
33	111	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	86.50%	32%	621
34	114	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	98.43%	99%	985
		Cutaneotrichosporon jirovecii (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	99.00%	98%	985
35	115	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	91.68%	97%	527
36	119	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	99.61%	100%	537
37	147	***Thelebolus globosus*** Brumm. & de Hoog 2005	99.80%	95%	1011
38	148	***Corallomycetella repens*** (Berk. & Broome) Rossman & Samuels 1999	97.93%	97%	949
		Sarocladium kiliense (Grütz) Summerb. 2011	100.00%	95%	949
		Sarocladium strictum (W. Gams) Summerb. 2011	99.00%	62%	800
39	163	***Lipomyces starkeyi*** Lodder & Kreger-van Rij 1952	99.58%	95%	969
40	165	***Lipomyces lipofer*** (Den Dooren) Lodder & Kreger-van Rij 1952	98.81%	82%	1010
41	217	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	99.45%	98%	961
42	221	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	99.17%	94%	1069
43	237	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	99.63%	99%	548
44	249	***Cryptococcus* sp.**	99.60%	98%	996
45	252	***Papiliotrema laurentii*** (Kuff.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015 (daw. *Cryptococcus laurentii*)	98.81%	86%	1020
46	272	***Dothiora* sp.**	99.29%	99%	897
47	274	***Aureobasidium pullulans*** (de Bary & Löwenthal) G. Arnaud 1918	94.74%	99%	829
48	285	***Pichia* sp**. (*Pichia occidentalis* (Kurtzman, M.J. Smiley & C.J. Johnson) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008 lub *Issatchenkia orientalis* Kudryavtsev 1960 / *Pichia kudriavzevii* Boidin, Pignal & Besson 1966)	91.97%	97%	394
		Candida pseudolambica M.T. Sm. & Poot 1989	96.20%	47%	721
49	304	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	98.78%	100%	979

3.3. Wyniki oznaczeń drożdży z uwzględnieniem badanych jezior

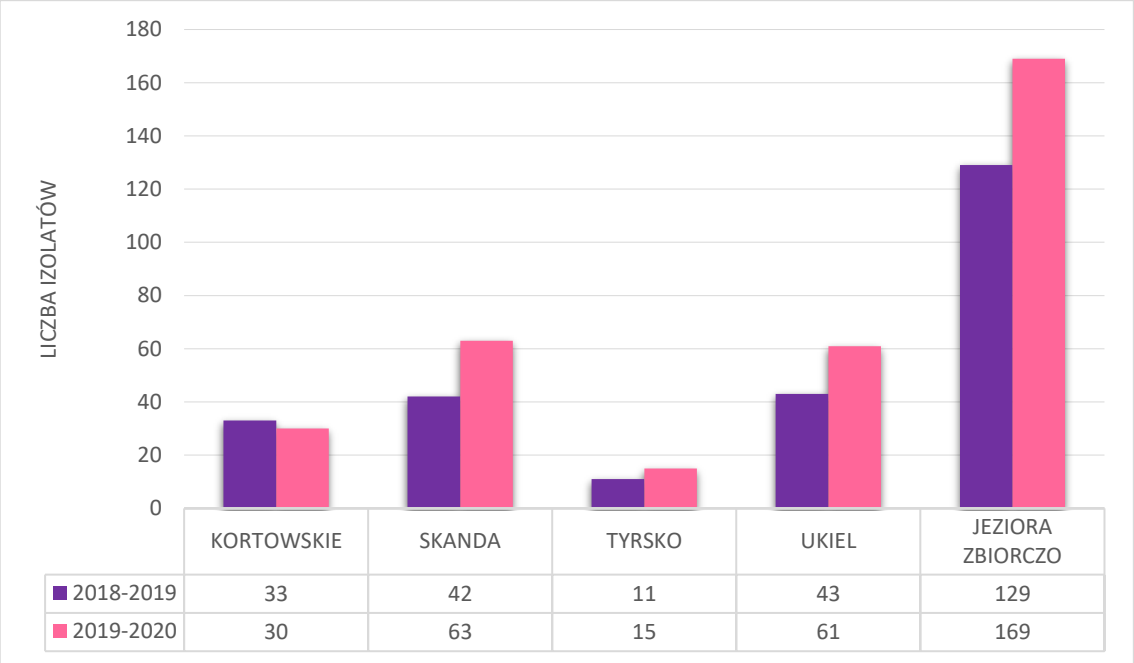
Analiza poszczególnych sezonów badawczych wykazała różnice w liczbie pozyskanych izolatów z analizowanych plaż. Sumarycznie więcej izolatów pozyskano w drugim sezonie badawczym (2019-2020; 169 izolatów, w tym 2 dwugatunkowe), podczas gdy w pierwszym sezonie badawczym wyizolowano ich o 40 mniej (2018-2019; 129 izolatów, w tym 3 dwugatunkowe) (Ryc. 11, Tab. 10, 11). Uwzględniając poszczególne sezony badawcze, w przypadku plaż jezior Skanda, Tyrsko i Ukiel więcej drożdży wyizolowano w drugim sezonie 2019-2020, z kolei odwrotną tendencję zaobserwowano w przypadku plaży jeziora Kortowskiego (Tab. 10, 11, Ryc. 11).

Tabela 10. Liczba izolatów pozyskanych z poszczególnych jezior z uwzględnieniem poszczególnych miesięcy
Table 10. Number of isolates obtained from individual lakes, taking into account individual months

SEZON 2018-2019									
OGÓLNA LICZBA IZOLATÓW	KRYTERIUM	KWIECIEŃ	MAJ	CZERWIEC	LIPIEC	SIERPIEŃ	WRZESIEŃ	PAŹDZIERNIK	**SUMA**
wszystkie jeziora	**bez podziału**	**28**	**13**	**19**	**21**	**14**	**17**	**17**	**129**
	rano	12	9	10	10	4	11	8	**64**
	wieczór	16	4	9	11	10	6	9	**65**
	10 cm	21	11	8	18	8	13	12	**91**
	50 cm	7	2	11	3	6	4	5	**38**
jezioro Kortowskie	**bez podziału**	**5**	**2**	**7**	**5**	**2**	**7**	**5**	**33**
	rano	3	2	4	2	1	4	1	**17**
	wieczór	2	0	3	3	1	3	4	**16**
	10 cm	5	2	4	4	2	3	3	**23**
	50 cm	0	0	3	1	0	4	2	**10**
jezioro Skanda	**bez podziału**	**6**	**6**	**5**	**7**	**3**	**7**	**8**	**42**
	rano	4	5	3	2	0	5	3	**22**
	wieczór	2	1	2	5	3	2	5	**20**
	10 cm	3	6	0	5	1	7	5	**27**
	50 cm	3	0	5	2	2	0	3	**15**
jezioro Tyrsko	**bez podziału**	**2**	**2**	**1**	**0**	**2**	**1**	**3**	**11**
	rano	1	2	0	0	1	1	3	**8**
	wieczór	1	0	1	0	1	0	0	**3**
	10 cm	2	1	1	0	1	1	3	**9**
	50 cm	0	1	0	0	1	0	0	**2**
jezioro Ukiel	**bez podziału**	**15**	**3**	**6**	**9**	**7**	**2**	**1**	**43**
	rano	4	0	3	6	2	1	1	**17**
	wieczór	11	3	3	3	5	1	0	**26**
	10 cm	11	2	3	9	4	2	1	**32**
	50 cm	4	1	3	0	3	0	0	**11**
SEZON 2019-2020									
OGÓLNA LICZBA IZOLATÓW	KRYTERIUM	KWIECIEŃ	MAJ	CZERWIEC	LIPIEC	SIERPIEŃ	WRZESIEŃ	PAŹDZIERNIK	**SUMA**
wszystkie jeziora	**bez podziału**	**26**	**25**	**30**	**16**	**38**	**22**	**12**	**169**
	rano	16	12	15	7	16	9	5	**80**
	wieczór	10	13	15	9	22	13	7	**89**
	10 cm	12	11	23	10	21	15	9	**101**
	50 cm	14	14	7	6	17	7	3	**68**

jezioro Kortowskie	**bez podziału**	**8**	**5**	**7**	**4**	**5**	**1**	**0**	**30**
	rano	7	2	3	1	3	0	0	**16**
	wieczór	1	3	4	3	2	1	0	**14**
	10 cm	3	1	5	3	3	1	0	**16**
	50 cm	5	4	2	1	2	0	0	**14**
jezioro Skanda	**bez podziału**	**13**	**9**	**10**	**4**	**11**	**10**	**6**	**63**
	rano	6	4	5	1	4	4	3	**27**
	wieczór	7	5	5	3	7	6	3	**36**
	10 cm	7	5	7	2	6	8	4	**39**
	50 cm	6	4	3	2	5	2	2	**24**
jezioro Tyrsko	**bez podziału**	**0**	**1**	**4**	**6**	**3**	**1**	**0**	**15**
	rano	0	1	4	4	2	0	0	**11**
	wieczór	0	0	0	2	1	1	0	**4**
	10 cm	0	0	3	3	0	1	0	**7**
	50 cm	0	1	1	3	3	0	0	**8**
jezioro Ukiel	**bez podziału**	**5**	**10**	**9**	**2**	**19**	**10**	**6**	**61**
	rano	3	5	3	1	7	5	2	**26**
	wieczór	2	5	6	1	12	5	4	**35**
	10 cm	2	5	8	2	12	5	5	**39**
	50 cm	3	5	1	0	7	5	1	**22**

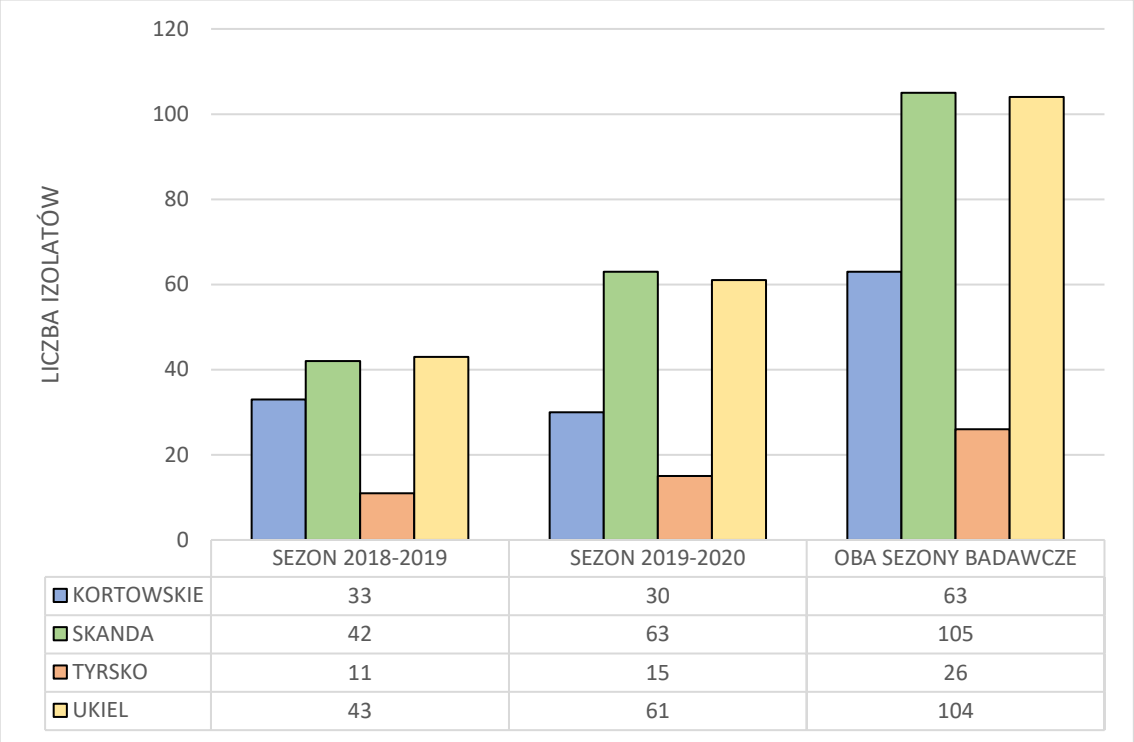
bez podziału – suma izolatów z pominięciem podziału na porę dnia i głębokość pobierania prób



Rycina 11. Liczba izolatów izolowanych z poszczególnych jezior w danym sezonie badawczym
Figure 11. Number of isolates isolated from individual lakes in a given research season

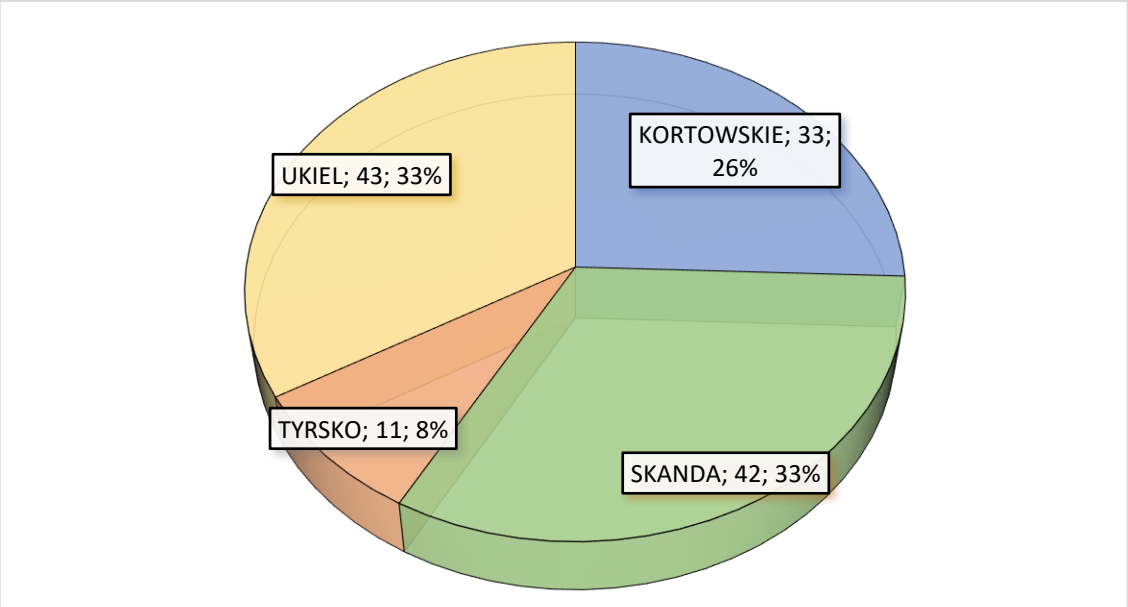
Podczas dwuletnich badań najwięcej izolatów pozyskano z plaż jeziora Skanda (105 izolatów) i jeziora Ukiel (104 izolaty). Prawie dwukrotnie mniej izolatów drożdży odnotowano w przypadku jeziora Kortowskiego (63 izolaty). Najmniej zaś z jeziora Tyrsko (26 izolatów) (Ryc. 12). Uwzględniając w powyższej analizie poszczególne sezony badawcze zaobserwowano bardzo zbliżony rozkład procentowy izolatów

w odniesieniu do ogólnej liczby izolatów pozyskanych w danym sezonie (Ryc. 12, 13, 14).

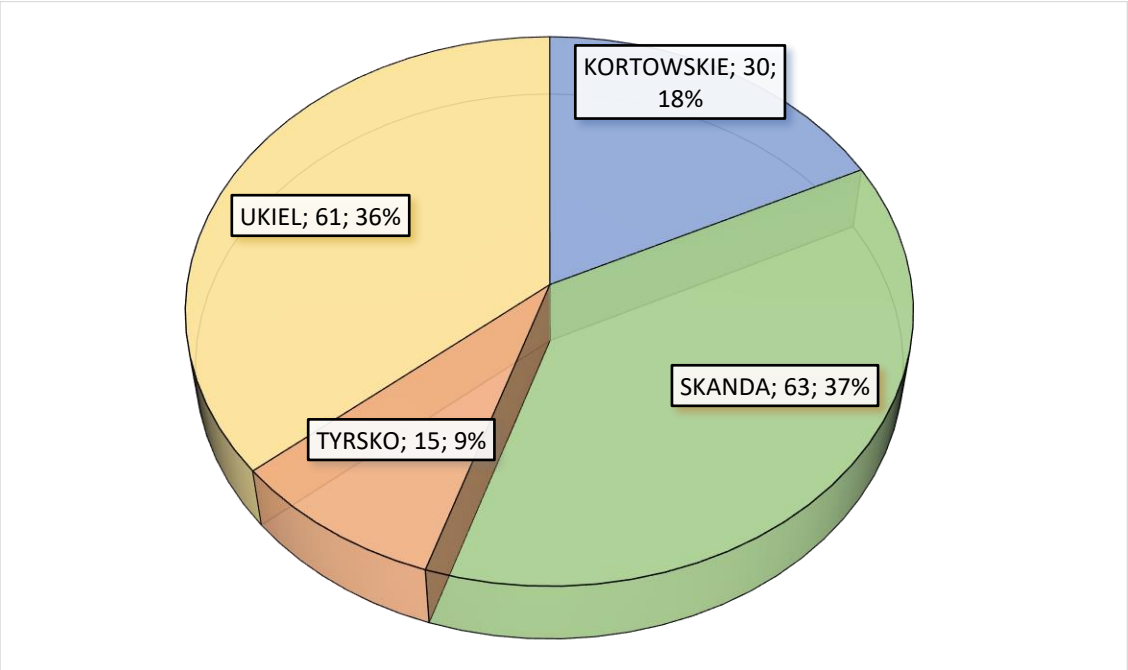


	SEZON 2018-2019	SEZON 2019-2020	OBA SEZONY BADAWCZE
KORTOWSKIE	33	30	63
SKANDA	42	63	105
TYRSKO	11	15	26
UKIEL	43	61	104

Rycina 12. Udział liczby izolatów pozyskanych z piasku plaż poszczególnych jezior w ogólnej liczbie izolatów z uwzględnieniem obu sezonów badawczych
Figure 12. The share of the number of isolates obtained from the sand of the beaches of individual lakes in the total number of isolates, taking into account both research seasons



Rycina 13. Udział procentowy izolatów pozyskanych z piasku plaż poszczególnych jezior w ogólnej liczbie izolatów w sezonie 2018-2019
Figure 13. Percentage of isolates obtained from the sand of beaches of individual lakes in the total number of isolates in the 2018-2019 season



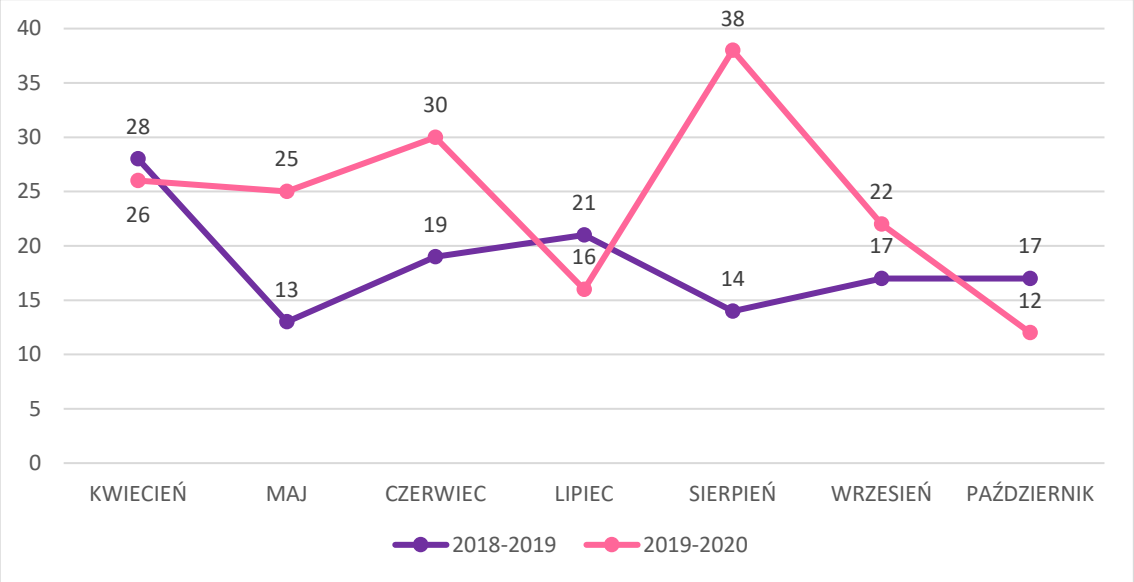
Rycina 14. Udział procentowy izolatów pozyskanych z piasku plaż poszczególnych jezior w ogólnej liczbie izolatów w sezonie 2019-2020
Figure 14. Percentage of isolates obtained from the sand of beaches of individual lakes in the total number of isolates in the 2019-2020 season

Zaobserwowano różnice w liczbie pozyskanych izolatów pomiędzy poszczególnymi sezonami badawczymi na przestrzeni kolejnych miesięcy. W kwietniu, lipcu i październiku sezonu pierwszego (2018-2019) wyizolowano więcej drożdży niż w analogicznym okresie sezonu drugiego (2019-2020). W miesiącach maj, czerwiec, sierpień i wrzesień zaobserwowano odwrotny trend - więcej izolatów pozyskano w sezonie 2019-2020 (Ryc. 15). Różnice w liczbie izolatów z danego miesiąca, pozyskanych na przestrzeni obu sezonów badawczych, są zauważalnie większe w miesiącach, w których więcej izolatów pozyskano w sezonie 2019-20. Wynoszą one odpowiednio: 12 izolatów w maju, 11 w czerwcu, 24 w sierpniu i 5 w lipcu. W kwietniu, lipcu i październiku różnice te wynosiły odpowiednio 2, 5 i 5 izolatów (Ryc. 15). Wykazano odmienne trendy w zmianie liczby izolatów na przestrzeni kolejnych miesięcy:

- Od czerwca do lipca - nieznaczny wzrost liczby izolatów w sezonie 2018-2019 (o 2 izolaty) i znaczący spadek w sezonie 2019-2020 (o 14 izolatów)
- Od lipca do sierpnia – zauważalny spadek liczby izolatów w sezonie 2018-2019 (o 7 izolatów) i gwałtowny wzrost w sezonie 2019-2020 (o 24 izolaty)

- Od sierpnia do września – nieznaczny wzrost liczby izolatów w sezonie 2018-2019 (o 3 izolaty) i znaczący spadek w sezonie 2019-2020 (o 16 izolatów)
- Od września do października – utrzymanie liczby izolatów w sezonie 2018-2019 i znaczący spadek w sezonie 2019-20 (o 10 izolatów).

Od kwietnia do czerwca odnotowano zbieżność tendencji w zmianie liczby izolatów w obu sezonach badawczych (Ryc. 15).



Rycina 15. Rozkład liczby izolatów na przestrzeni kolejnych sezonów badawczych, z uwzględnieniem poszczególnych miesięcy
Figure 15. Distribution of the number of isolates over subsequent research seasons, taking into account individual months

W ogólnej liczbie izolatów przeważały te pozyskane z piasku w godzinach wieczornych (154 izolaty). Niewiele mniej drożdży wyizolowano z piasku pobieranego w godzinach porannych (144 izolaty) (Ryc. 16). Podobną tendencję zaobserwowano uwzględniając w analizie powyższych parametrów podział na sezony badawcze. W obu z nich, więcej drożdży izolowano z prób pozyskiwanych wieczorem, przy czym w pierwszym sezonie badawczym różnica ta była mniejsza (tylko 1 izolat więcej pozyskany wieczorem), w stosunku do sezonu drugiego (9 izolatów więcej pozyskanych wieczorem). W sezonie badawczym 2018-2019 izolaty pozyskane wieczorem stanowiły 50,4% ogólnej liczby izolatów pozyskanych w tym sezonie, a w sezonie 2019-2020 - 52,7% (Ryc. 17).

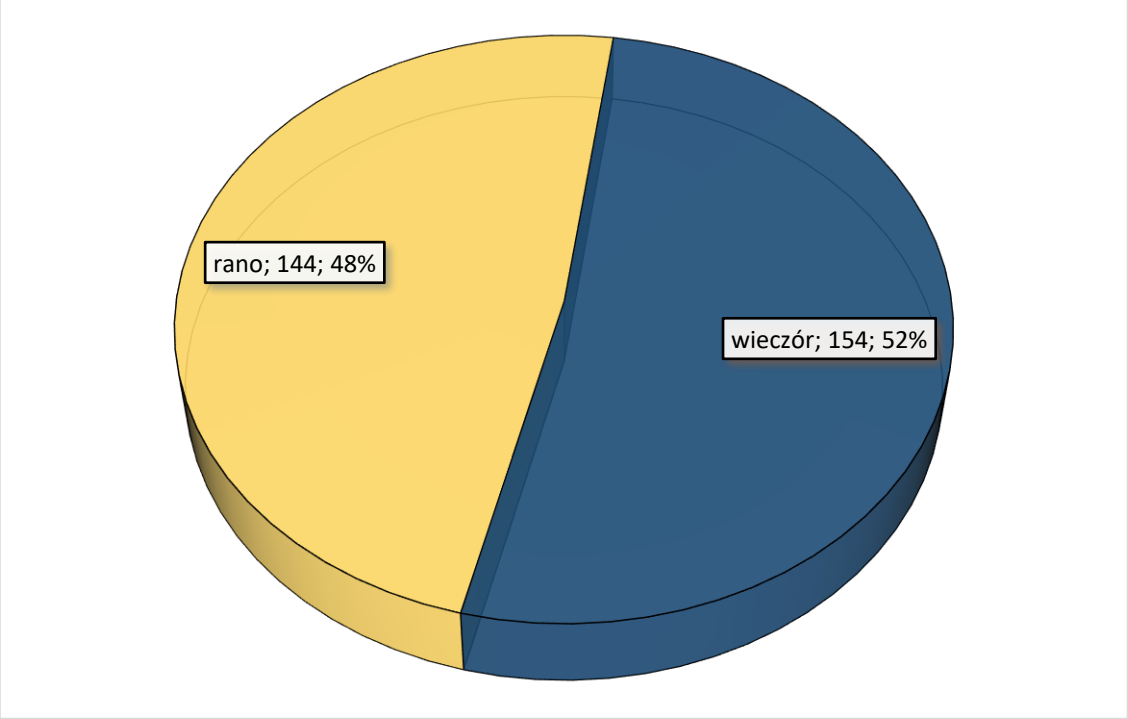
Zaobserwowano różnice w liczbie pozyskiwanych izolatów rano i wieczorem pomiędzy poszczególnymi sezonami badawczymi (Ryc. 18):

- W kwiecień (rano więcej izolatów pozyskano w sezonie 2019-2020; wieczorem więcej izolatów pozyskano w sezonie 2018-2019);
- Maj, czerwiec i sierpień (w obu porach dnia więcej izolatów pozyskano w sezonie 2019-2020);
- Lipiec, październik (w obu porach dnia więcej izolatów pozyskano w sezonie 2018-2019);
- Wrzesień (rano więcej izolatów pozyskano w sezonie 2018-2019; wieczorem więcej izolatów pozyskano w sezonie 2019-2020);

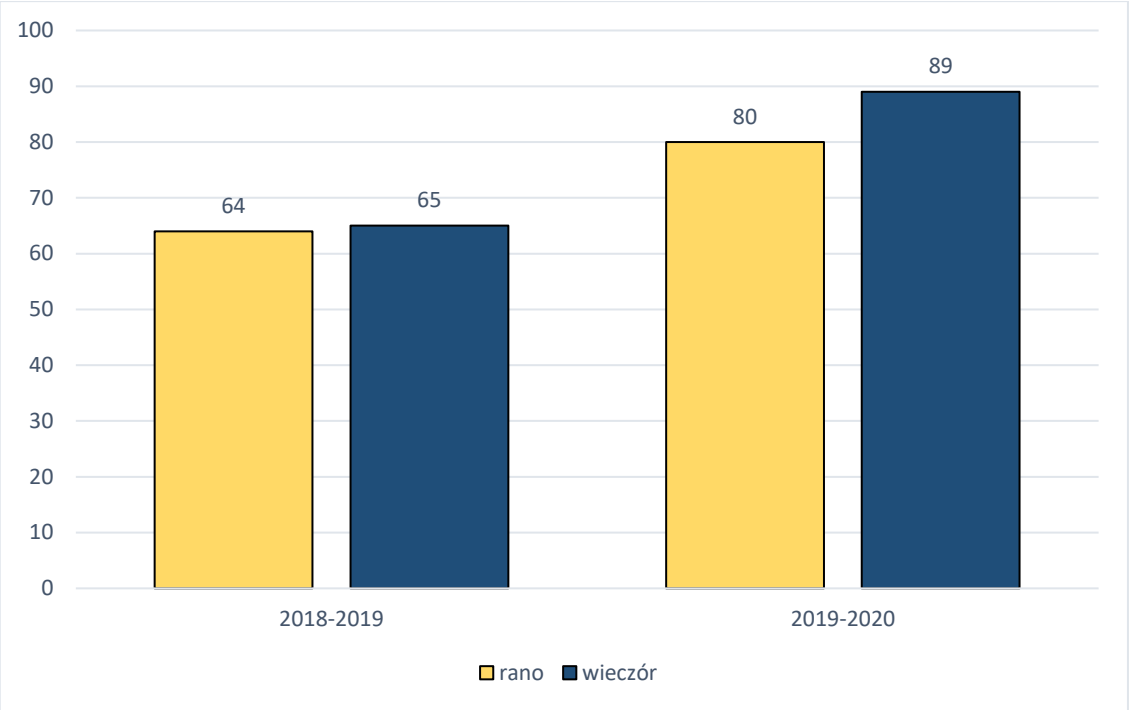
Ponadto zaobserwowano odmienne trendy w zmianie liczby izolatów pozyskiwanych w poszczególnych porach dnia, na przestrzeni obu sezonów badawczych (Ryc. 18):

- Kwiecień (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych wieczorem; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskanych rano);
- Maj i wrzesień (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych rano; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskanych wieczorem);

W pozostałych miesiącach odnotowano zgodność tendencji w zmianie liczby izolatów w obu sezonach badawczych, w zależności od pory dnia (Ryc. 18).

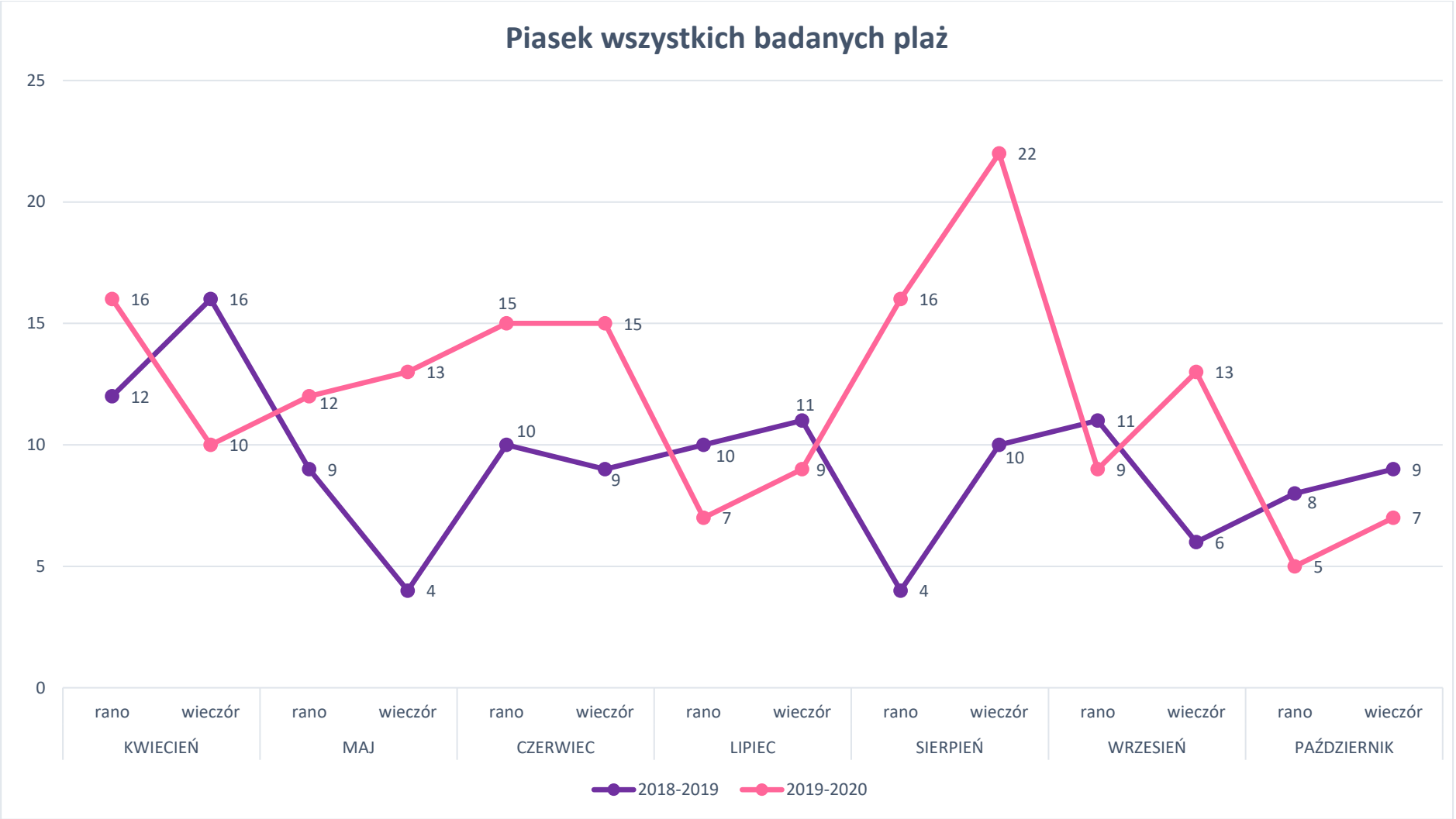


Rycina 16. Udział procentowy izolatów pozyskanych w poszczególnych porach dnia w ogólnej liczbie izolatów
Figure 16. Percentage of isolates obtained at particular times of the day in the total number of isolates



Rycina 17. Liczba izolatów pozyskanych w poszczególnych porach dnia w danym sezonie badawczym

Figure 17. Number of isolates obtained at particular times of the day in a given research season



Rycina 18. Liczba izolatów pozyskiwanych w danej porze dnia z uwzględnieniem poszczególnych miesięcy
Figure 18. The number of isolates obtained at a given time of the day, taking into account individual months

Znaczące różnice zaobserwowano w przypadku prób piasku pozyskiwanych różnych głębokości. W ogólnej puli izolatów zdecydowanie dominowały drożdże pozyskane z głębokości 10 cm (192 izolaty). Mniej drożdży wyizolowano z gleby znajdującej się na głębokości 50 cm, czyli poniżej warstwy mieszania się piasku (106 izolatów) (Ryc. 19). Różnice te nie były jednak istotne statystycznie (p=0,0927). Analizując powyższy parametr z podziałem na sezony badawcze zaobserwowano ten sam trend. W pierwszym sezonie badawczym izolaty pozyskane z głębokości 10 cm stanowiły 70,5% ogólnej liczby izolatów tego sezonu i było ich o 53 więcej, niż wyizolowanych z głębokości 50 cm. W drugim sezonie różnica ta wynosiła 33 izolaty, a drożdże pozyskane z głębokości 10 cm stanowiły 59,8% ogólnej puli izolatów z drugiego sezonu (Ryc. 20).

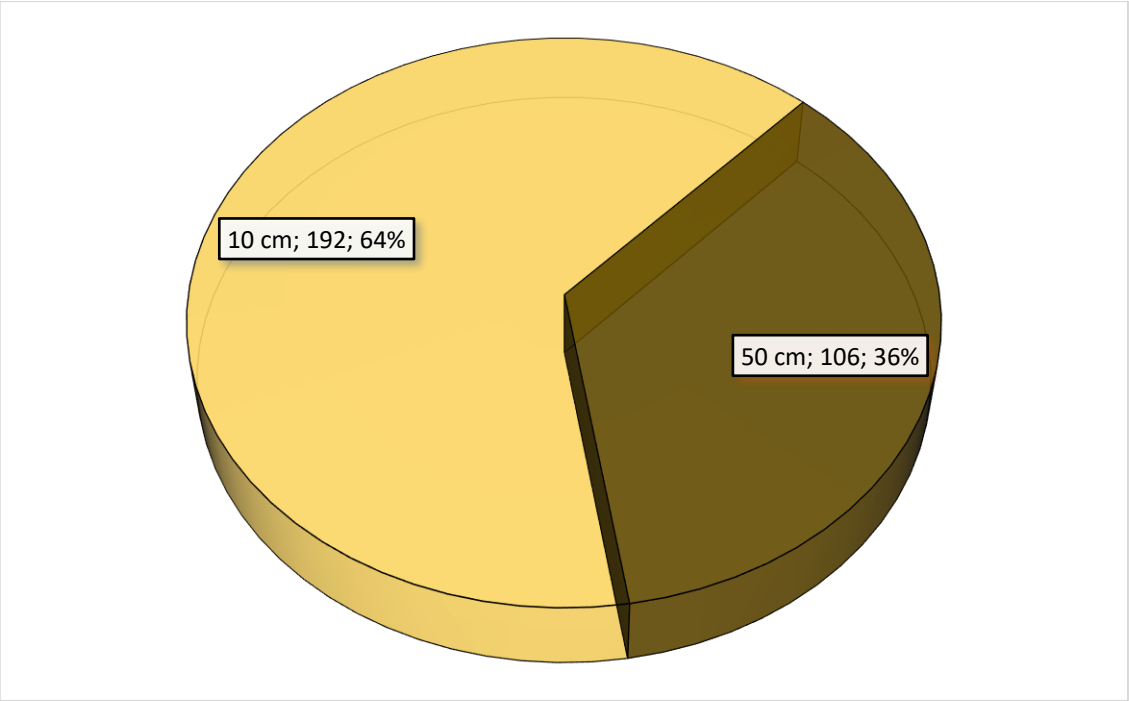
Zaobserwowano różnice w liczbie pozyskiwanych izolatów z głębokości 10 i 50 cm pomiędzy poszczególnymi sezonami badawczymi (Ryc. 21):

- Kwiecień i lipiec (z głębokości 10 cm więcej izolatów pozyskano w sezonie 2018-2019; z głębokości 50 cm więcej izolatów pozyskano w sezonie 2019-2020);
- Maj (z głębokości 10 cm pozyskano taką samą liczbę izolatów w obu sezonach badawczych; z głębokości 50 cm więcej izolatów pozyskano w sezonie 2019-2020);
- Czerwiec (z głębokości 10 cm więcej izolatów pozyskano w sezonie 2019-2020; z głębokości 50 cm więcej izolatów pozyskano w sezonie 2018-2019);
- Sierpień i wrzesień (z obu głębokości więcej izolatów pozyskano w sezonie 2019-2020);
- Październik (z obu głębokości więcej izolatów pozyskano w sezonie 2018-2019);

Ponadto zaobserwowano odmienne trendy w zmianie liczby izolatów pozyskiwanych z różnych głębokości, na przestrzeni obu sezonów badawczych (Ryc. 21):

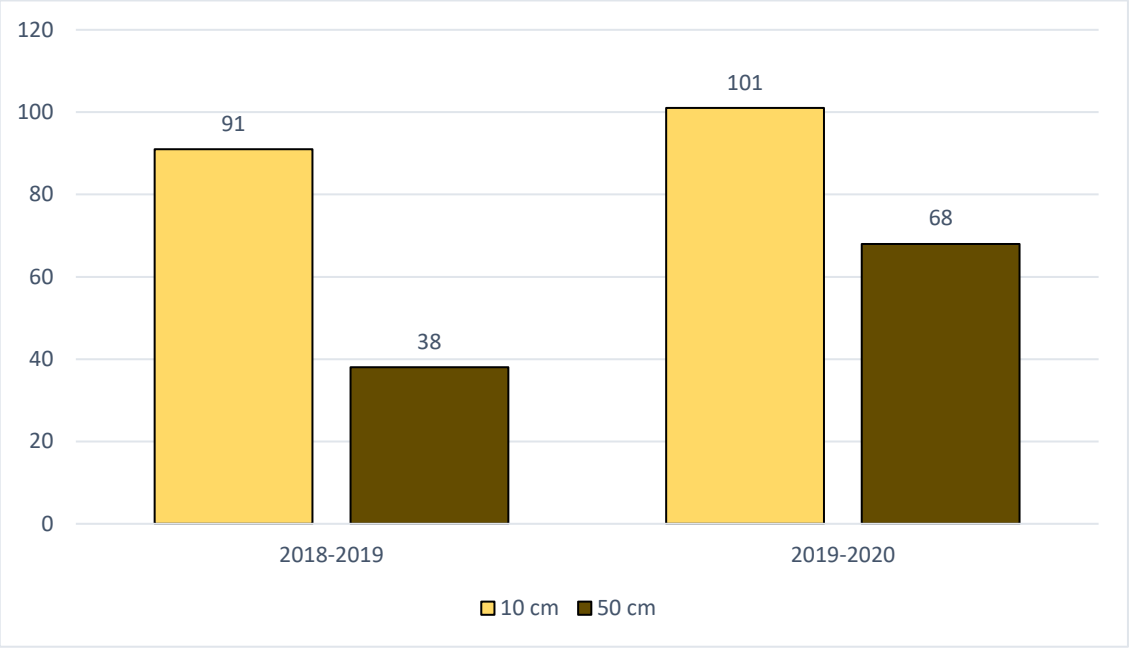
- Kwiecień i maj (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych z głębokości 10 cm; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskanych z głębokości 50 cm);
- Czerwiec (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych z głębokości 50 cm; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskanych z głębokości 10 cm);

W pozostałych miesiącach odnotowano zgodność tendencji w zmianie liczby izolatów w obu sezonach badawczych, w zależności od głębokości pobierania prób piasku (Ryc. 21).



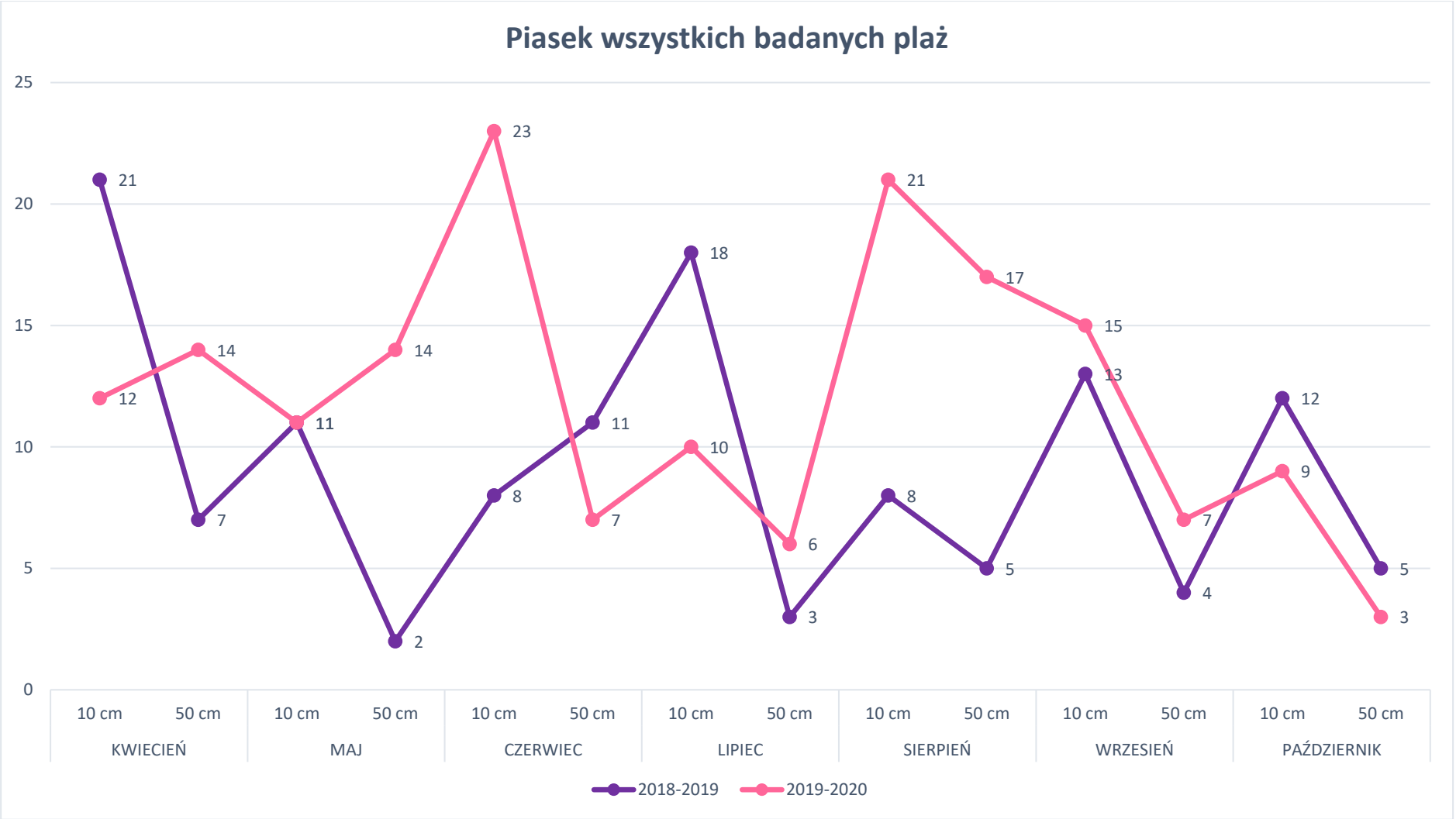
Rycina 19. Udział procentowy izolatów pozyskanych z poszczególnych głębokości w ogólnej liczbie izolatów

Figure 19. Percentage of isolates obtained from particular depths in the total number of isolates



Rycina 20. Liczba izolatów pozyskanych z poszczególnych głębokości w danym sezonie badawczym

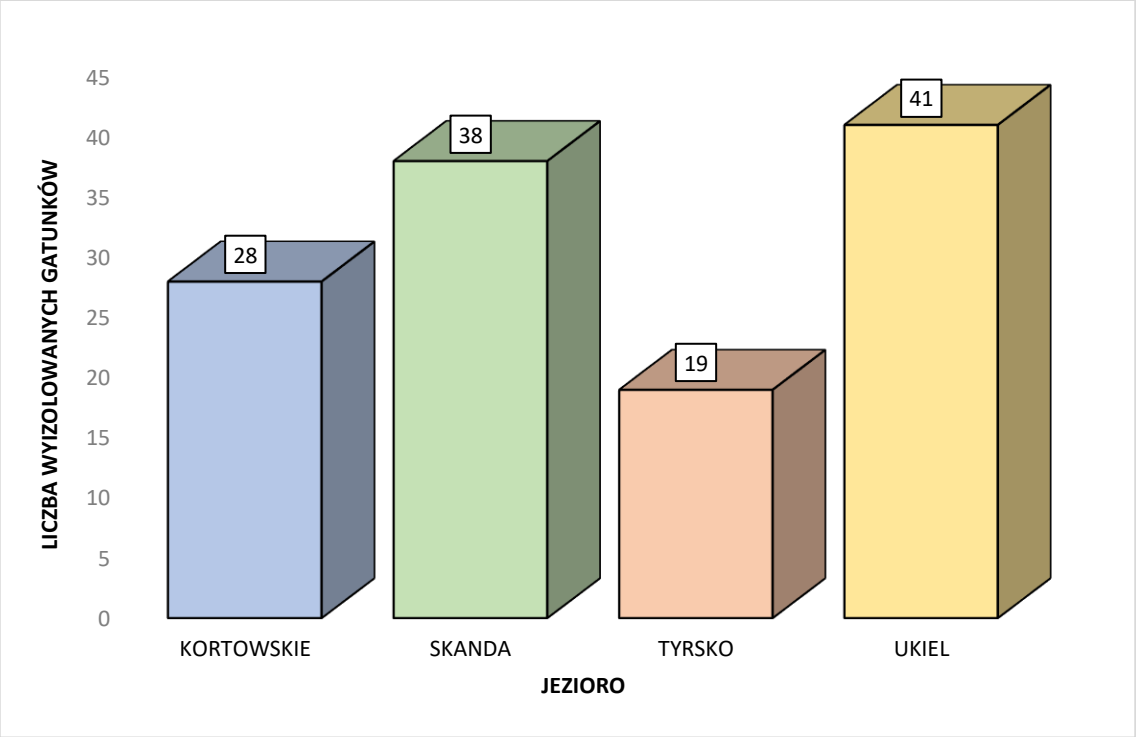
Figure 20. Number of isolates obtained from particular depths in a given research season



Rycina 21. Liczba izolatów pozyskiwanych z danej głębokości z uwzględnieniem poszczególnych miesięcy
Figure 21. Number of isolates obtained from a given depth, taking into account individual months

Największe zróżnicowanie taksonomicznie wykazano w przypadku jezior Ukiel i Skanda, a najmniejsze w przypadku jeziora Tyrsko. Uzyskane wyniki pozwoliły na sporządzenie szczegółowej charakterystyki struktury gatunkowej piasku plaż poszczególnych jezior (Ryc. 22, 23, Tab. 11).

Odnotowano 4 gatunki występujące w piasku plaż każdego z jezior. Dwa z nich: *Cutaneotrichosporon jirovecii* oraz *C. moniliiforme* zaklasyfikowano do 2. grupy biobezpieczeństwa (BSL-2) (Ryc. 23, Tab. 11, 12, Tablica 8). 13 gatunków występowało w piasku plaż trzech z czterech jezior, spośród których jeden (*Candida glabrata*) przypisano do BSL-2 (Ryc. 23, Tab. 11, 12). 14 gatunków izolowano z piasku plaż dwóch jezior, a 38 występowało w piasku plaż zlokalizowanych przy jednym z jezior (Ryc. 23; Tab. 11, 12). Pięć spośród gatunków występujących w piasku plaż tylko jednego jeziora: *Candida albicans, Clavispora lusitaniae, Exophiala bergeri, E. castellanii* i *E. jeanselmei*) zakwalifikowano do BSL-2 (Tab. 11, 12).



Rycina 22. Łączna liczba gatunków drożdży wyizolowanych z badanych jezior
Figure 22. The total number of yeasts species isolated from the studied lakes

Tabela 11. Liczba izolatów poszczególnych gatunków drożdży w odniesieniu do analizowanych kryteriów badawczych
Table 11. The number of isolates of individual yeasts species in relation to the analyzed research criteria

LP.	GATUNEK	SUMA	R	W	10 cm	50 cm	N	NN	18-19	19-20	b	K	S	T	U
1	***Aureobasidium pullulans*** (de Bary & Löwenthal) G. Arnaud 1918	5	4	1	2	3	1	4	1	4	0	1	0	3	1
2	***Ballistosporomyces xanthus*** Nakase, G. Okada & Sugiy. 1989	1	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	0	0	1
3	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	12	7	5	11	1	8	4	8	4	0	2	0	1	9
4	****Candida albicans*** (C.P. Robin) Berkhout 1923	1	1	0	1	0	1	0	0	1	0	0	1	0	0
5	****Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	15	6	9	9	6	10	5	4	11	3	0	6	1	8
6	***Candida pseudolambica*** M.T. Sm. & Poot 1989	6	4	2	4	2	1	5	1	5	1	0	4	0	2
7	***Citeromyces matritensis*** (Santa María) Santa María 1957 (anamorfa: *Candida globosa*)	8	5	3	8	0	6	2	2	6	0	2	5	0	1
8	***Clavispora lusitaniae*** Rodr. Mir. 1979 (anamorfa*: Candida lusitaniae*)	1	1	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	1
9	***Cryptococcus amylolentus*** (Van der Walt, D.B. Scott & Klift) Golubev 1981	5	1	4	3	2	1	4	0	5	1	3	1	1	0
10	***Cryptococcus uniguttulatus*** (Wolfram & Zach) Phaff & Fell 1970	1	1	0	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	0
11	***Curvibasidium nothofagi*** (C. Ramírez & A.E. González) Haelew. & Aime 2021	1	0	1	0	1	1	0	0	1	1	0	1	0	0
12	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	18	8	10	13	5	6	12	17	1	2	4	7	1	6
13	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	32	18	14	21	11	10	22	28	4	4	8	9	3	12
14	***Cyniclomyces guttulatus*** (C.P. Robin) Van der Walt & D.B. Scott 1971	3	2	1	0	3	2	1	1	2	1	0	0	1	2
15	****Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	25	7	18	11	14	14	11	5	20	1	4	7	2	12
16	****Dipodascus albidus*** Lagerh. 1892	3	2	1	3	0	2	1	0	3	0	1	2	0	0
17	***Dipodascus geotrichum*** (E.E. Butler & L.J. Petersen) Arx 1977	2	1	1	1	1	2	0	0	2	0	0	1	0	1
18	***Dothiora sorbi*** (Wahlenb.) Fuckel 1870	1	0	1	0	1	1	0	0	1	0	0	0	0	1
19	***Exophiala bergeri*** Haase & de Hoog 1999	1	0	1	0	1	0	1	0	1	0	0	0	1	0
20	***Exophiala castellanii*** Iwatsu, Nishim. & Miyaji 1984	2	1	1	2	0	0	2	0	2	0	0	0	2	0
21	***Exophiala jeanselmei*** (Langeron) McGinnis & A.A. Padhye 1977	3	3	0	0	3	3	0	0	3	0	0	3	0	0
22	***Hanseniaspora osmophila*** (Niehaus) Phaff, M.W. Mill. & Shifrine 1956	1	1	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0
23	***Hyphopichia rhagii*** (Diddens & Lodder) L.R. Ribeiro, M. Groenew., N. Jacques, Casareg., Lachance & C.A. Rosa 2017	1	1	0	1	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0
24	***Komagataella pastoris*** (Guillierm.) Y. Yamada, M. Matsuda, K. Maeda & Mikata 1995	5	2	3	2	3	4	1	1	4	2	0	3	0	2
25	***Kondoa malvinella*** (Fell & I.L. Hunter) Y. Yamada, Nakagawa & I. Banno 1989	4	2	2	2	2	2	2	2	2	0	0	2	2	0
26	***Kregervanrija fluxuum*** (Phaff & E.P. Knapp) Kurtzman 2006 (anamorfa: *Candida vini*)	1	1	0	1	0	1	0	0	1	0	0	1	0	0
27	***Lachancea thermotolerans*** (Filippov) Kurtzman 2003	1	0	1	1	0	1	0	1	0	1	0	0	0	1
28	***Leucosporidium scottii*** Fell, Statzell, I.L. Hunter & Phaff 1970	1	0	1	1	0	0	1	0	1	0	0	0	0	1
29	***Lipomyces lipofer*** (Den Dooren) Lodder & Kreger-van Rij 1952	2	2	0	2	0	2	0	0	2	0	0	0	0	2
30	***Lipomyces starkeyi*** Lodder & Kreger-van Rij 1952	1	0	1	0	1	1	0	0	1	1	0	0	0	1
31	***Lodderomyces elongisporus*** (Recca & Mrak) Van der Walt 1971	1	0	1	1	0	1	0	0	1	0	0	0	0	1

32	***Metschnikowia pulcherrima*** Pitt & M.W. Mill. 1968 (anamorfa: *Candida pulcherrima*)	1	1	0	1	0	0	1	1	0	0	0	1	0	0
33	***Moniliella spathulata*** (de Hoog) C.A. Rosa & Lachance 2009	2	1	1	2	0	0	2	0	2	0	2	0	0	0
34	***Mycogloea nipponica*** Bandoni 1998	8	2	6	4	4	6	2	0	8	2	1	3	0	4
35	****Nadsonia commutata*** Golubev 1973	3	3	0	1	2	1	2	2	1	0	0	0	0	3
36	***Nadsonia fulvescens* var. *elongata*** (Konok.) Golubev & M.T. Sm. 1989	5	3	2	3	2	0	5	4	1	0	3	2	0	0
37	***Naganishia albida*** (Saito) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	3	1	2	3	0	2	1	1	2	0	0	1	0	2
38	***Ogataea angusta*** (Teun., H.H. Hall & Wick.) S.O. Suh & J.J. Zhou 2010	2	1	1	2	0	0	2	2	0	0	2	0	0	0
39	***Ogataea minuta*** (Wick.) Y. Yamada, K. Maeda & Mikata 1994	1	0	1	1	0	0	1	0	1	0	0	1	0	0
40	***Oosporidium margaritiferum*** Stautz 1931	6	5	1	3	3	1	5	0	6	0	2	3	0	1
41	***Papiliotrema laurentii*** (Kuff.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	4	3	1	3	1	2	2	0	4	0	0	2	0	2
42	***Papiliotrema pseudoalba*** (Nakase & M. Suzuki) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015)	3	3	0	0	3	0	3	0	3	0	3	0	0	0
43	****Pichia fermentans*** Lodder 1932	1	0	1	1	0	1	0	1	0	0	0	0	0	1
44	***Pichia membranifaciens*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	7	4	3	5	2	3	4	4	3	1	0	5	0	2
45	***Pichia terricola*** Van der Walt 1957	1	0	1	1	0	1	0	0	1	0	0	0	0	1
46	***Rhodotorula babjevae*** (Golubev) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	1	0	1	1	0	1	0	1	0	1	0	0	0	1
47	***Rhodotorula diobovata*** (S.Y. Newell & I.L. Hunter) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	2	1	1	2	0	1	1	0	2	1	1	1	0	0
48	***Saccharomyces bayanus*** Sacc. 1895	3	1	2	0	3	2	1	0	3	0	1	2	0	0
49	***Saccharomyces cerevisiae*** (Desm.) Meyen 1838	5	1	4	4	1	1	4	1	4	0	0	3	1	1
50	***Saccharomyces mikatae*** G.I. Naumov, S.A. James, E.S. Naumova, E.J. Louis & I.N. Roberts 2000	1	1	0	0	1	0	1	0	1	0	0	0	1	0
51	****Saccharomycodes ludwigii*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	5	2	3	4	1	3	2	1	4	2	1	3	1	0
52	***Saccharomycopsis javanensis*** (Klöcker) Kurtzman & Robnett 1995	1	0	1	0	1	1	0	0	1	1	0	1	0	0
53	***Saitozyma podzolica*** (Babeva & Reshetova) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	3	2	1	1	2	2	1	1	2	0	0	1	0	2
54	***Schizosaccharomyces octosporus*** Beij. 1897	1	0	1	1	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0
55	***Schizosaccharomyces pombe*** Lindner 1893	1	1	0	1	0	0	1	1	0	0	0	0	1	0
56	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010	7	4	3	5	2	4	3	7	0	2	2	1	1	3
57	***Schwanniomyces occidentalis*** Klöcker 1909	2	0	2	2	0	0	2	2	0	0	2	0	0	0
58	****Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	15	4	11	7	8	9	6	7	8	7	0	10	2	3
59	***Schwanniomyces vanrijiae*** (Van der Walt & Tscheuschner) M. Suzuki & Kurtzman 2010	1	0	1	1	0	0	1	1	0	0	1	0	0	0
60	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	12	7	5	11	1	4	8	3	9	1	7	2	0	3
61	***Sydowia polyspora*** (Bref. & Tavel) E. Müll. 1953	1	0	1	1	0	1	0	0	1	0	0	1	0	0
62	***Tausonia pullulans*** (Lindner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	6	2	4	5	1	1	5	6	0	0	2	2	0	2
63	***Thelebolus globosus*** Brumm. & de Hoog 2005	2	2	0	0	2	0	2	0	2	0	2	0	0	0
64	***Torulaspora globosa*** (Klöcker) Van der Walt & Johannsen 1975	5	2	3	5	0	2	3	3	2	1	0	3	0	2

65	***Vanderwaltozyma polyspora*** (Van der Walt) Kurtzman 2003	5	3	2	3	2	0	5	3	2	0	1	3	1	0
66	***Vanrija humicola*** (Dasz.) R.T. Moore 1980	1	0	1	0	1	0	1	1	0	0	1	0	0	0
67	***Wickerhamomyces anomalus*** (E.C. Hansen) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008 (anamorfa: *Candida pelliculosa*)	1	0	1	1	0	1	0	0	1	0	0	0	0	1
68	***Bullera* sp.**	2	1	1	1	1	2	0	0	2	0	0	0	0	2
69	****Cryptococcus* sp.**	5	3	2	3	2	2	3	3	2	0	2	1	0	2
70	***Dipodascus* sp.**	2	1	1	2	0	1	1	0	2	1	0	0	0	2
71	***Kluyveromyces* sp.**	1	0	1	0	1	1	0	1	0	0	0	0	0	1
72	***Lipomyces* sp.**	1	0	1	1	0	1	0	1	0	1	0	0	0	1
	Suma**	**303**	**147**	**156**	**195**	**108**	**139**	**164**	**132**	**171**	**39**	**63**	**106**	**27**	**107**

Candida albicans – gatunki zaklasyfikowane do 2. poziomu biobezpieczeństwa (BSL-2)

****** – gatunki wchodzące w skład izolatów dwuatunkowych

******Cryptococcus* sp. –** rodzaj, którego gatunki klasyfikuje się do 1. lub 2. poziomu biobezpieczeństwa (BSL-1 lub BSL-2)

Suma** – sumaryczna liczba izolatów (gatunki izolatów dwugatunkowych zliczano osobno i uwzględniono w ogólnej sumie izolatów)

SUMA – liczba pozyskanych izolatów danego gatunku

R – liczba izolatów pozyskanych rano

W – liczba izolatów pozyskanych wieczorem

10 cm – liczba izolatów pozyskanych z głębokości 10 cm

50 cm – liczba izolatów pozyskanych z głębokości 50 cm

N – liczba izolatów pozyskanych z nadzorowanych plaż publicznych

NN – liczba izolatów pozyskanych z nienadzorowanych plaż

18-19 – liczba izolatów pozyskanych w pierwszym sezonie badawczym (2018-2019)

19-20 – liczba izolatów pozyskanych w drugim sezonie badawczym (2019-2020)

b – liczba izolatów pozyskanych z piasku boisk do siatkówki plażowej

K – liczba izolatów pozyskanych z piasku plaży jeziora Kortowskiego

S – liczba izolatów pozyskanych z piasku plaż jeziora Skanda

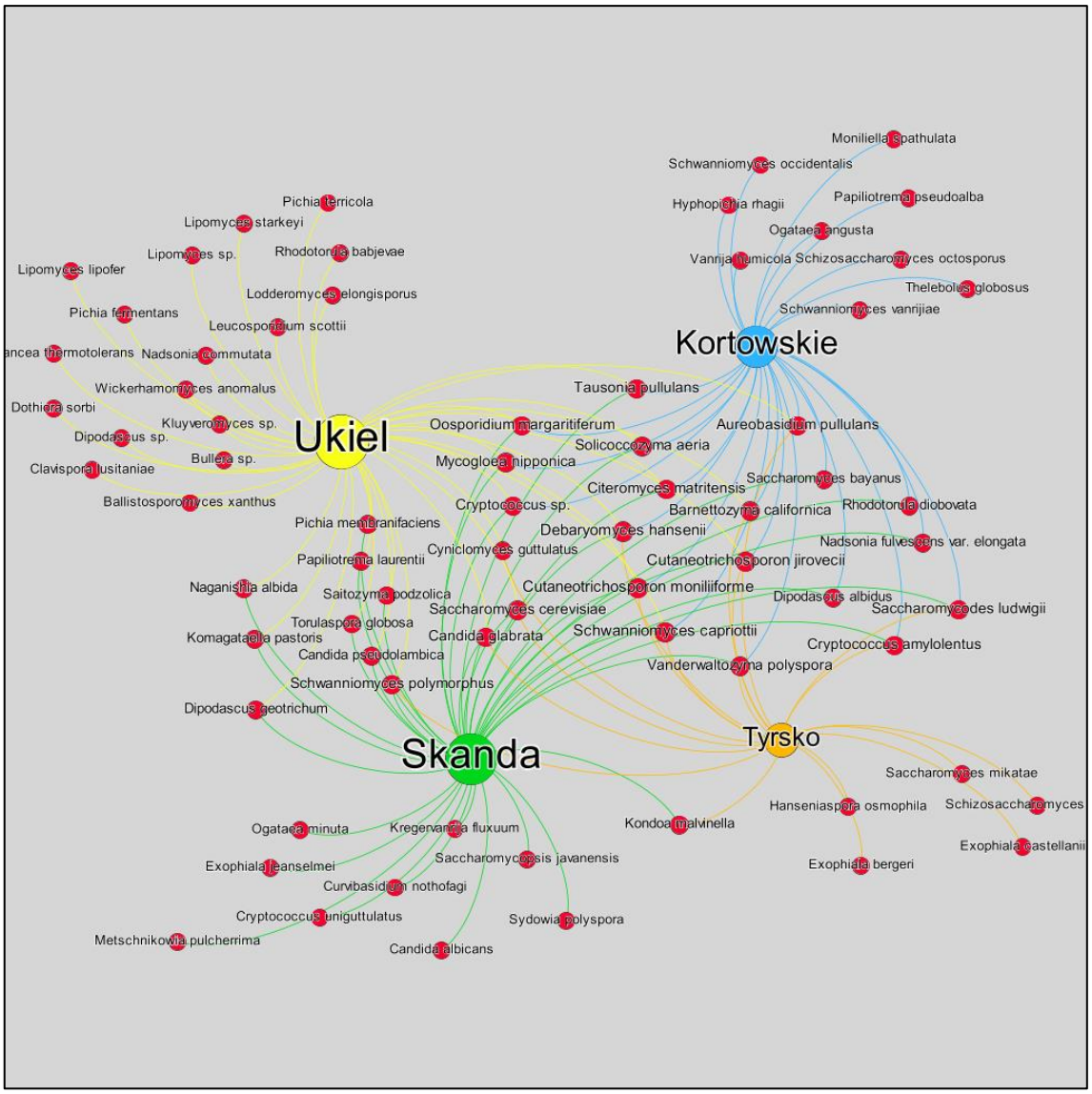
T– liczba izolatów pozyskanych z piasku plaży jeziora Tyrsko

U – liczba izolatów pozyskanych z piasku plaż jeziora Ukiel

Tabela 12. Występowanie drożdży w obrębie piasku badanych plaż
Table 12. Occurrence of yeast within the sand of the examined beaches

PLAŻA JEDNEGO JEZIORA	PLAŻE DWÓCH JEZIOR	PLAŻE TRZECH JEZIOR	PLAŻE CZTERECH JEZIOR
Ballistosporomyces xanthus ***Candida albicans*** ***Clavispora lusitaniae*** *Cryptococcus uniguttulatus* *Curvibasidium nothofagi* *Dothiora sorbi* ***Exophiala bergeri*** ***Exophiala castellanii*** ***Exophiala jeanselmei*** *Hanseniaspora osmophila* *Hyphopichia rhagii* *Komagataella pastoris* *Kregervanrija fluxuum* *Lachancea thermotolerans* *Leucosporidium scottii* *Lipomyces lipofer* *Lipomyces starkeyi* *Lodderomyces elongisporus* *Metschnikowia pulcherrima* *Moniliella spathulata* *Nadsonia commutata* *Ogataea angusta* *Ogataea minuta* *Papiliotrema pseudoalba* *Pichia fermentans* *Pichia terricola* *Rhodotorula babjevae* *Saccharomyces mikatae* *Saccharomycopsis javanensis* *Schizosaccharomyces octosporus* *Schizosaccharomyces pombe* *Schwanniomyces occidentalis* *Schwanniomyces vanrijiae* *Sydowia polyspora* *Thelebolus globosus* *Vanrija humicola* *Wickerhamomyces anomalus* *Bullera sp.* *Dipodascus sp.* *Kluyveromyces sp.* *Lipomyces sp.*	*Candida pseudolambica* *Cyniclomyces guttulatus* *Dipodascus albidus* *Dipodascus geotrichum* *Komagataella pastoris* *Kondoa malvinella* *Nadsonia fulvescens* var. *elongata* *Naganishia albida* *Papiliotrema laurentii* *Pichia membranifaciens* *Rhodotorula diobovata* *Saccharomyces bayanus* *Saitozyma podzolica* *Torulaspora globosa*	*Aureobasidium pullulans* *Barnettozyma californica* ***Candida glabrata*** *Citeromyces matritensis* *Cryptococcus amylolentus* *Mycogloea nipponica* *Oosporidium margaritiferum* *Saccharomyces cerevisiae* *Saccharomycodes ludwigii* *Schwanniomyces polymorphus* *Solicoccozyma aeria* *Tausonia pullulans* *Vanderwaltozyma polyspora* **Cryptococcus sp.*	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** ***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** *Debaryomyces hansenii* *Schwanniomyces capriottii*

Candida albicans – gatunki zaklasyfikowane do 2. poziomu biobezpieczeństwa (BSL-2)
****Cryptococcus* sp. –** rodzaj, którego gatunki klasyfikuje się do 1. lub 2. poziomu biobiepzieczeństwa (BSL-1 lub BSL-2)



Rycina 23. Występowanie drożdży w obrębie plaż poszczególnych jezior
Figure 23. Occurrence of yeast within the beaches of individual lakes

Uwzględniając szczegółowe parametry pobierania prób piasku, sporządzono następujące podziały puli gatunkowej uzyskanej w trakcie prowadzonych badań:

- **Podział z uwzględnieniem sezonów badawczych (Tab. 13, 14, 15)**

22 gatunki i 5 szczepów oznaczonych tylko do rodzaju (1 rodzaj) izolowano w obydwu sezonach badawczych, co stanowiło 31,9% puli gatunków i rodzajów pozyskanych w trakcie badań. W obrębie tej grupy pozyskano łącznie 206 izolatów (68,0% wszystkich uzyskanych izolatów - Tab. 11, 13, Zał. 6, 7). W pierwszym sezonie badawczym (2018-2019) najczęściej izolowano gatunki *Barnettozyma californica*, *Cutaneotrochosporon jirovecii*, *C. moniliiforme*, *Schwanniomyces capriottii*, *S. polymorphus* i *Tausonia pullulans* (Tablica 9, Tab. 13, 14, 15).

Wśród gatunków izolowanych w sezonie drugim (2019-2020) dominowały *Candida glabrata*, *Debaryomyces hansenii*, *Mycogloea nipponica*, *Schwanniomyces polymorphus* i *Solicoccozyma aeria* (Tablica 10, Tab. 13, 14, 15).

Tabela 13. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych w obu sezonach badawczych
Table 13. List of species and genera isolated in both research seasons

LP.	GATUNEK	2018 - 2019	2019 - 2020
1	***Aureobasidium pullulans*** (de Bary & Löwenthal) G. Arnaud 1918	1	4
2	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	8	4
3	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	4	11
4	***Candida pseudolambica*** M.T. Sm. & Poot 1989	1	5
5	***Citeromyces matritensis*** (Santa María) Santa María 1957 (anamorfa: *Candida globosa*)	2	6
6	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	17	1
7	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	28	4
8	***Cyniclomyces guttulatus*** (C.P. Robin) Van der Walt & D.B. Scott 1971	1	2
9	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	5	20
10	***Komagataella pastoris*** (Guillierm.) Y. Yamada, M. Matsuda, K. Maeda & Mikata 1995	1	4
11	***Kondoa malvinella*** (Fell & I.L. Hunter) Y. Yamada, Nakagawa & I. Banno 1989	2	2
12	***Nadsonia commutata*** Golubev 1973	2	1
13	***Nadsonia fulvescens* var. *elongata*** (Konok.) Golubev & M.T. Sm. 1989	4	1
14	***Naganishia albida*** (Saito) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	1	2
15	***Pichia membranifaciens*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	4	3
16	***Saccharomyces cerevisiae*** (Desm.) Meyen 1838	1	4
17	***Saccharomycodes ludwigii*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	1	4
18	***Saitozyma podzolica*** (Babeva & Reshetova) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	1	2
19	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	7	8
20	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	3	9
21	***Torulaspora globosa*** (Klöcker) Van der Walt & Johannsen 1975	3	2
22	***Vanderwaltozyma polyspora*** (Van der Walt) Kurtzman 2003	3	2
23	***Cryptococcus* sp.**	3	2

14 gatunków i 2 szczepy oznaczone tylko do rodzajów (2 rodzaje) odnotowano tylko w sezonie 2018-2019 (22,2% ogólnej puli gatunków i rodzajów). W ramach tej grupy wyróżniono jedynie 29 izolatów (9,6% ogólnej puli izolatów) (Tab. 11, 14, Zał. 6, 7).

Tabela 14. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych tylko w sezonie 2018-2019
Table 14. List of species and genera isolated only in the 2018-2019 season

LP.	GATUNEK	2018 - 2019	2019 - 2020
1	***Hanseniaspora osmophila*** (Niehaus) Phaff, M.W. Mill. & Shifrine 1956	1	0
2	***Hyphopichia rhagii*** (Diddens & Lodder) L.R. Ribeiro, M. Groenew., N. Jacques, Casareg., Lachance & C.A. Rosa 2017	1	0
3	***Lachancea thermotolerans*** (Filippov) Kurtzman 2003	1	0
4	***Metschnikowia pulcherrima*** Pitt & M.W. Mill. 1968 (anamorfa: *Candida pulcherrima*)	1	0
5	***Ogataea angusta*** (Teun., H.H. Hall & Wick.) S.O. Suh & J.J. Zhou 2010	2	0
6	***Pichia fermentans*** Lodder 1932	1	0
7	***Rhodotorula babjevae*** (Golubev) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	1	0
8	***Schizosaccharomyces octosporus*** Beij. 1897	1	0
9	***Schizosaccharomyces pombe*** Lindner 1893	1	0
10	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010	7	0
11	***Schwanniomyces occidentalis*** Klöcker 1909	2	0
12	***Schwanniomyces vanrijiae*** (Van der Walt & Tscheuschner) M. Suzuki & Kurtzman 2010	1	0

13	***Tausonia pullulans*** (Lindner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	6	0
14	***Vanrija humicola*** (Dasz.) R.T. Moore 1980	1	0
15	***Kluyveromyces* sp.**	1	0
16	***Lipomyces* sp.**	1	0

31 gatunków i 4 szczepy oznaczone tylko do rodzajów (2 rodzaje) występowały tylko w sezonie 2019-2020 (45,8% ogólnej puli gatunków i rodzajów). W trakcie badań pozyskano 68 izolatów należących do tej grupy (22,4% ogólnej puli izolatów) (Tab. 11, 14, Zał. 6, 7).

Tabela 15. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych tylko w sezonie 2019-2020
Table 15. List of species and genera isolated only in the 2019-2020 season

LP.	GATUNEK	2018 - 2019	2019 - 2020
1	***Ballistosporomyces xanthus*** Nakase, G. Okada & Sugiy. 1989	0	1
2	***Candida albicans*** (C.P. Robin) Berkhout 1923	0	1
3	***Clavispora lusitaniae*** Rodr. Mir. 1979 (anamorfa: *Candida lusitaniae*)	0	1
4	***Cryptococcus amylolentus*** (Van der Walt, D.B. Scott & Klift) Golubev 1981	0	5
5	***Cryptococcus uniguttulatus*** (Wolfram & Zach) Phaff & Fell 1970	0	1
6	***Curvibasidium nothofagi*** (C. Ramírez & A.E. González) Haelew. & Aime 2021	0	1
7	***Dipodascus albidus*** Lagerh. 1892	0	3
8	***Dipodascus geotrichum*** (E.E. Butler & L.J. Petersen) Arx 1977	0	2
9	***Dothiora sorbi*** (Wahlenb.) Fuckel 1870	0	1
10	***Exophiala bergeri*** Haase & de Hoog 1999	0	1
11	***Exophiala castellanii*** Iwatsu, Nishim. & Miyaji 1984	0	2
12	***Exophiala jeanselmei*** (Langeron) McGinnis & A.A. Padhye 1977	0	3
13	***Kregervanrija fluxuum*** (Phaff & E.P. Knapp) Kurtzman 2006 (anamorfa: *Candida vini*)	0	1
14	***Leucosporidium scottii*** Fell, Statzell, I.L. Hunter & Phaff 1970	0	1
15	***Lipomyces lipofer*** (Den Dooren) Lodder & Kreger-van Rij 1952	0	2
16	***Lipomyces starkeyi*** Lodder & Kreger-van Rij 1952	0	1
17	***Lodderomyces elongisporus*** (Recca & Mrak) Van der Walt 1971	0	1
18	***Moniliella spathulata*** (de Hoog) C.A. Rosa & Lachance 2009	0	2
19	***Mycogloea nipponica*** Bandoni 1998	0	8
20	***Ogataea minuta*** (Wick.) Y. Yamada, K. Maeda & Mikata 1994	0	1
21	***Oosporidium margaritiferum*** Stautz 1931	0	6
22	***Papiliotrema laurentii*** (Kuff.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	0	4
23	***Papiliotrema pseudoalba*** (Nakase & M. Suzuki) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015)	0	3
24	***Pichia terricola*** Van der Walt 1957	0	1
25	***Rhodotorula diobovata*** (S.Y. Newell & I.L. Hunter) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	0	2
26	***Saccharomyces bayanus*** Sacc. 1895	0	3
27	***Saccharomyces mikatae*** G.I. Naumov, S.A. James, E.S. Naumova, E.J. Louis & I.N. Roberts 2000	0	1
28	***Saccharomycopsis javanensis*** (Klöcker) Kurtzman & Robnett 1995	0	1
29	***Sydowia polyspora*** (Bref. & Tavel) E. Müll. 1953	0	1
30	***Thelebolus globosus*** Brumm. & de Hoog 2005	0	2
31	***Wickerhamomyces anomalus*** (E.C. Hansen) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008 (anamorfa: *Candida pelliculosa*)	0	1
32	***Bullera* sp.**	0	2
33	***Dipodascus* sp.**	0	2

- **Podział z uwzględnieniem pór dnia (Tab. 16, 17, 18)**

34 gatunki i 9 szczepów oznaczonych do rodzaju (3 rodzaje) izolowano zarówno rano, jak i wieczorem, co stanowiło 51,4% ogólnej puli gatunków i rodzajów wykazanych w trakcie badań. W obrębie tej grupy pozyskano łącznie 259 izolatów (85,5% wszystkich uzyskanych izolatów (Tab. 11, 16, Zał. 6, 7). Z prób piasku pobieranych rano najczęściej izolowano gatunki *Barnettozyma californica*, *Cutaneotrichosporon jirovecii*, *C. moniliiforme*, *Debaryomyces hansenii* i *Solicoccozyma aeria* (Tablica 11, Tab. 16, 17, 18). W piasku pobieranym wieczorem najczęściej stwierdzano *Candida glabrata*, *Cutaneotrichosporon jirovecii*, *Cutaneotrichosporon moniliiforme*, *Debaryomyces hansenii* i *Schwanniomyces polymorphus* (Tablica 11, Tab. 16, 17, 18)

Tabela 16. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych w obu porach dnia
Table 16. List of species and genera isolated at both times of the day

LP.	GATUNEK	R	W
1	***Aureobasidium pullulans*** (de Bary & Löwenthal) G. Arnaud 1918	4	1
2	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	7	5
3	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	6	9
4	***Candida pseudolambica*** M.T. Sm. & Poot 1989	4	2
5	***Citeromyces matritensis*** (Santa María) Santa María 1957 (anamorfa: *Candida globosa*)	5	3
6	***Cryptococcus amylolentus*** (Van der Walt, D.B. Scott & Klift) Golubev 1981	1	4
7	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	8	10
8	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	18	14
9	***Cyniclomyces guttulatus*** (C.P. Robin) Van der Walt & D.B. Scott 1971	2	1
10	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	7	18
11	***Dipodascus albidus*** Lagerh. 1892	2	1
12	***Dipodascus geotrichum*** (E.E. Butler & L.J. Petersen) Arx 1977	1	1
13	***Exophiala castellanii*** Iwatsu, Nishim. & Miyaji 1984	1	1
14	***Komagataella pastoris*** (Guillierm.) Y. Yamada, M. Matsuda, K. Maeda & Mikata 1995	2	3
15	***Kondoa malvinella*** (Fell & I.L. Hunter) Y. Yamada, Nakagawa & I. Banno 1989	2	2
16	***Moniliella spathulata*** (de Hoog) C.A. Rosa & Lachance 2009	1	1
17	***Mycogloea nipponica*** Bandoni 1998	2	6
18	***Nadsonia fulvescens* var. *elongata*** (Konok.) Golubev & M.T. Sm. 1989	3	2
19	***Naganishia albida*** (Saito) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	1	2
20	***Ogataea angusta*** (Teun., H.H. Hall & Wick.) S.O. Suh & J.J. Zhou 2010	1	1
21	***Oosporidium margaritiferum*** Stautz 1931	5	1
22	***Papiliotrema laurentii*** (Kuff.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	3	1
23	***Pichia membranifaciens*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	4	3
24	***Rhodotorula diobovata*** (S.Y. Newell & I.L. Hunter) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	1	1
25	***Saccharomyces bayanus*** Sacc. 1895	1	2
26	***Saccharomyces cerevisiae*** (Desm.) Meyen 1838	1	4
27	***Saccharomycodes ludwigii*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	2	3
28	***Saitozyma podzolica*** (Babeva & Reshetova) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	2	1
29	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010	4	3
30	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	4	11
31	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	7	5
32	***Tausonia pullulans*** (Lindner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	2	4
33	***Torulaspora globosa*** (Klöcker) Van der Walt & Johannsen 1975	2	3
34	***Vanderwaltozyma polyspora*** (Van der Walt) Kurtzman 2003	3	2
35	***Bullera* sp.**	1	1

36	***Cryptococcus* sp.**	3	2
37	***Dipodascus* sp.**	1	1

R – liczba izolatów pozyskanych rano
W – liczba izolatów pozyskanych wieczorem

15 gatunków odnotowano tylko w próbach piasku pozyskiwanych rano (20,8% ogólnej puli gatunków i rodzajów). W ramach tej grupy wyróżniono zaledwie 23 izolaty (7,6% ogólnej puli izolatów) (Tab. 11, 17, Zał. 6, 7).

Tabela 17. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych tylko rano
Table 17. List of species and genera isolated only in the morning

LP.	GATUNEK	R	W
1	***Ballistosporomyces xanthus*** Nakase, G. Okada & Sugiy. 1989	1	0
2	***Candida albicans*** (C.P. Robin) Berkhout 1923	1	0
3	***Clavispora lusitaniae*** Rodr. Mir. 1979 (anamorfa: *Candida lusitaniae*)	1	0
4	***Cryptococcus uniguttulatus*** (Wolfram & Zach) Phaff & Fell 1970	1	0
5	***Exophiala jeanselmei*** (Langeron) McGinnis & A.A. Padhye 1977	3	0
6	***Hanseniaspora osmophila*** (Niehaus) Phaff, M.W. Mill. & Shifrine 1956	1	0
7	***Hyphopichia rhagii*** (Diddens & Lodder) L.R. Ribeiro, M. Groenew., N. Jacques, Casareg., Lachance & C.A. Rosa 2017	1	0
8	***Kregervanrija fluxuum*** (Phaff & E.P. Knapp) Kurtzman 2006 (anamorfa: *Candida vini*)	1	0
9	***Lipomyces lipofer*** (Den Dooren) Lodder & Kreger-van Rij 1952	2	0
10	***Metschnikowia pulcherrima*** Pitt & M.W. Mill. 1968 (anamorfa: *Candida pulcherrima*)	1	0
11	***Nadsonia commutata*** Golubev 1973	3	0
12	***Papiliotrema pseudoalba*** (Nakase & M. Suzuki) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015)	3	0
13	***Saccharomyces mikatae*** G.I. Naumov, S.A. James, E.S. Naumova, E.J. Louis & I.N. Roberts 2000	1	0
14	***Schizosaccharomyces pombe*** Lindner 1893	1	0
15	***Thelebolus globosus*** Brumm. & de Hoog 2005	2	0

R – liczba izolatów pozyskanych rano
W – liczba izolatów pozyskanych wieczorem

18 gatunków i 2 rodzaje występowały tylko w piasku pobieranym wieczorem (27,8% ogólnej puli gatunków i rodzajów). W trakcie badań pozyskano jedynie 21 izolatów należących do tej grupy (6,9% ogólnej puli izolatów) (Tab. 11, 18, Zał. 6, 7).

Tabela 18. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych tylko wieczorem
Table 18. List of species and genera isolated only in the evening

LP.	GATUNEK	R	W
1	***Curvibasidium nothofagi*** (C. Ramírez & A.E. González) Haelew. & Aime 2021	0	1
2	***Dothiora sorbi*** (Wahlenb.) Fuckel 1870	0	1
3	***Exophiala bergeri*** Haase & de Hoog 1999	0	1
4	***Lachancea thermotolerans*** (Filippov) Kurtzman 2003	0	1
5	***Leucosporidium scottii*** Fell, Statzell, I.L. Hunter & Phaff 1970	0	1
6	***Lipomyces starkeyi*** Lodder & Kreger-van Rij 1952	0	1
7	***Lodderomyces elongisporus*** (Recca & Mrak) Van der Walt 1971	0	1
8	***Ogataea minuta*** (Wick.) Y. Yamada, K. Maeda & Mikata 1994	0	1
9	***Pichia fermentans*** Lodder 1932	0	1
10	***Pichia terricola*** Van der Walt 1957	0	1
11	***Rhodotorula babjevae*** (Golubev) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	0	1
12	***Saccharomycopsis javanensis*** (Klöcker) Kurtzman & Robnett 1995	0	1
13	***Schizosaccharomyces octosporus*** Beij. 1897	0	1
14	***Schwanniomyces occidentalis*** Klöcker 1909	0	2
15	***Schwanniomyces vanrijiae*** (Van der Walt & Tscheuschner) M. Suzuki & Kurtzman 2010	0	1

16	***Sydowia polyspora*** (Bref. & Tavel) E. Müll. 1953	0	1
17	***Vanrija humicola*** (Dasz.) R.T. Moore 1980	0	1
18	***Wickerhamomyces anomalus*** (E.C. Hansen) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008 (anamorfa: *Candida pelliculosa*)	0	1
19	***Kluyveromyces* sp.**	0	1
20	***Lipomyces* sp.**	0	1

R – liczba izolatów pozyskanych rano
W – liczba izolatów pozyskanych wieczorem

- **Podział z uwzględnieniem głębokości pobierania piasku (Tab. 19, 20, 21)**

25 gatunków i 7 szczepów oznaczonych tylko do rodzaju (2 rodzaje) izolowano z obu badanych głębokości (10 i 50 cm), co stanowiło 37,5% ogólnej puli gatunków i rodzajów wykazanych w trakcie badań. W obrębie tej grupy pozyskano łącznie 227 izolatów (74,9% wszystkich uzyskanych izolatów (Tab. 11, 19, Zał. 6, 7). Z głębokości 10 cm najczęściej izolowano gatunki *Barnettozyma californica*, *Candida glabrata*, *Citeromyces matritensis*, *Cutaneotrichosporon jirovecii*, *C. moniliiforme*, *Debaryomyces hansenii*, *Schwanniomyces polymorphus* i *Solicoccozyma aeria* (Tablica 12A, 12B, Tab. 19, 20, 21). Wśród gatunków izolowanych z głębokości 50 cm dominowały *Candida glabrata*, *Cutaneotrichosporon moniliiforme*, *Debaryomyces hansenii* i *Schwanniomyces polymorphus* (Tablica 13, Tab. 19, 20, 21).

Tabela 19. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych z obu badanych głębokości
Table 19. List of species and genera isolated from both tested depths

LP.	GATUNEK	10 cm	50 cm
1	***Aureobasidium pullulans*** (de Bary & Löwenthal) G. Arnaud 1918	2	3
2	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	11	1
3	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	9	6
4	***Candida pseudolambica*** M.T. Sm. & Poot 1989	4	2
5	***Cryptococcus amylolentus*** (Van der Walt, D.B. Scott & Klift) Golubev 1981	3	2
6	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	13	5
7	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	21	11
8	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	11	14
9	***Dipodascus geotrichum*** (E.E. Butler & L.J. Petersen) Arx 1977	1	1
10	***Komagataella pastoris*** (Guillierm.) Y. Yamada, M. Matsuda, K. Maeda & Mikata 1995	2	3
11	***Kondoa malvinella*** (Fell & I.L. Hunter) Y. Yamada, Nakagawa & I. Banno 1989	2	2
12	***Mycogloea nipponica*** Bandoni 1998	4	4
13	***Nadsonia commutata*** Golubev 1973	1	2
14	***Nadsonia fulvescens* var. *elongata*** (Konok.) Golubev & M.T. Sm. 1989	3	2
15	***Oosporidium margaritiferum*** Stautz 1931	3	3
16	***Papiliotrema laurentii*** (Kuff.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	3	1
17	***Pichia membranifaciens*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	5	2
18	***Saccharomyces cerevisiae*** (Desm.) Meyen 1838	4	1
19	***Saccharomycodes ludwigii*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	4	1
20	***Saitozyma podzolica*** (Babeva & Reshetova) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	1	2
21	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010	5	2
22	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	7	8
23	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	11	1
24	***Tausonia pullulans*** (Lindner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	5	1
25	***Vanderwaltozyma polyspora*** (Van der Walt) Kurtzman 2003	3	2

26	***Bullera* sp.**	1	1
27	***Cryptococcus* sp.**	3	2

Aż 29 gatunków i 2 rodzaje odnotowano tylko w próbach piasku pozyskiwanych z głębokości 10 cm (43,1% ogólnej puli gatunków i rodzajów). W ramach tej grupy wyróżniono jednak zaledwie 53 izolaty (17,5% ogólnej puli izolatów) (Tab. 11, 20, Zał. 6, 7).

Tabela 20. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych tylko z głębokości 10 cm
Table 20. List of species and genera isolated only from a depth of 10 cm

LP.	GATUNEK	10 cm	50 cm
1	***Ballistosporomyces xanthus*** Nakase, G. Okada & Sugiy. 1989	1	0
2	***Candida albicans*** (C.P. Robin) Berkhout 1923	1	0
3	***Citeromyces matritensis*** (Santa María) Santa María 1957 (anamorfa: *Candida globosa*)	8	0
4	***Cryptococcus uniguttulatus*** (Wolfram & Zach) Phaff & Fell 1970	1	0
5	***Dipodascus albidus*** Lagerh. 1892	3	0
6	***Exophiala castellanii*** Iwatsu, Nishim. & Miyaji 1984	2	0
7	***Hanseniaspora osmophila*** (Niehaus) Phaff, M.W. Mill. & Shifrine 1956	1	0
8	***Hyphopichia rhagii*** (Diddens & Lodder) L.R. Ribeiro, M. Groenew., N. Jacques, Casareg., Lachance & C.A. Rosa 2017	1	0
9	***Kregervanrija fluxuum*** (Phaff & E.P. Knapp) Kurtzman 2006 (anamorfa: *Candida vini*)	1	0
10	***Lachancea thermotolerans*** (Filippov) Kurtzman 2003	1	0
11	***Leucosporidium scottii*** Fell, Statzell, I.L. Hunter & Phaff 1970	1	0
12	***Lipomyces lipofer*** (Den Dooren) Lodder & Kreger-van Rij 1952	2	0
13	***Lodderomyces elongisporus*** (Recca & Mrak) Van der Walt 1971	1	0
14	***Metschnikowia pulcherrima*** Pitt & M.W. Mill. 1968 (anamorfa: *Candida pulcherrima*)	1	0
15	***Moniliella spathulata*** (de Hoog) C.A. Rosa & Lachance 2009	2	0
16	***Naganishia albida*** (Saito) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	3	0
17	***Ogataea angusta*** (Teun., H.H. Hall & Wick.) S.O. Suh & J.J. Zhou 2010	2	0
18	***Ogataea minuta*** (Wick.) Y. Yamada, K. Maeda & Mikata 1994	1	0
19	***Pichia fermentans*** Lodder 1932	1	0
20	***Pichia terricola*** Van der Walt 1957	1	0
21	***Rhodotorula babjevae*** (Golubev) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	1	0
22	***Rhodotorula diobovata*** (S.Y. Newell & I.L. Hunter) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	2	0
23	***Schizosaccharomyces octosporus*** Beij. 1897	1	0
24	***Schizosaccharomyces pombe*** Lindner 1893	1	0
25	***Schwanniomyces occidentalis*** Klöcker 1909	2	0
26	***Schwanniomyces vanrijiae*** (Van der Walt & Tscheuschner) M. Suzuki & Kurtzman 2010	1	0
27	***Sydowia polyspora*** (Bref. & Tavel) E. Müll. 1953	1	0
28	***Torulaspora globosa*** (Klöcker) Van der Walt & Johannsen 1975	5	0
29	***Wickerhamomyces anomalus*** (E.C. Hansen) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008 (anamorfa: *Candida pelliculosa*)	1	0
30	***Dipodascus* sp.**	2	0
31	***Lipomyces* sp.**	1	0

13 gatunków i 1 rodzaj występowały tylko w piasku pobieranym z głębokości 50 cm (19,4% ogólnej puli gatunków i rodzajów). W trakcie badań pozyskano jedynie 23 izolaty należące do tej grupy (7,6% ogólnej puli izolatów) (Tab. 11, 21, Zał. 6, 7).

Tabela 21. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych tylko z głębokości 50 cm
Table 21. List of species and genera isolated only from a depth of 50 cm

LP.	GATUNEK	10 cm	50 cm
1	***Clavispora lusitaniae*** Rodr. Mir. 1979 (anamorfa: *Candida lusitaniae*)	0	1
2	***Curvibasidium nothofagi*** (C. Ramírez & A.E. González) Haelew. & Aime 2021	0	1
3	***Cyniclomyces guttulatus*** (C.P. Robin) Van der Walt & D.B. Scott 1971	0	3
4	***Dothiora sorbi*** (Wahlenb.) Fuckel 1870	0	1
5	***Exophiala bergeri*** Haase & de Hoog 1999	0	1
6	***Exophiala jeanselmei*** (Langeron) McGinnis & A.A. Padhye 1977	0	3
7	***Lipomyces starkeyi*** Lodder & Kreger-van Rij 1952	0	1
8	***Papiliotrema pseudoalba*** (Nakase & M. Suzuki) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015)	0	3
9	***Saccharomyces bayanus*** Sacc. 1895	0	3
10	***Saccharomyces mikatae*** G.I. Naumov, S.A. James, E.S. Naumova, E.J. Louis & I.N. Roberts 2000	0	1
11	***Saccharomycopsis javanensis*** (Klöcker) Kurtzman & Robnett 1995	0	1
12	***Thelebolus globosus*** Brumm. & de Hoog 2005	0	2
13	***Vanrija humicola*** (Dasz.) R.T. Moore 1980	0	1
14	***Kluyveromyces* sp.**	0	1

- **Podział z uwzględnieniem typu plaż (Tab. 22, 23, 24)**

29 gatunków i 2 rodzaje izolowano z obu typów plaż (nadzorowanych i nienadzorowanych), co stanowiło 43,0% ogólnej puli gatunków i rodzajów wykazanych w trakcie badań. W obrębie tej grupy pozyskano łącznie 242 izolatów (79,9% wszystkich uzyskanych izolatów (Tab. 11, 22, Zał. 6, 7). W próbach piasku pobieranych z plaż nadzorowanych najczęściej stwierdzano gatunki *Barnettozyma californica*, *Candida glabrata*, *Cutaneotrichosporon moniliiforme*, *Debaryomyces hansenii* i *Schwanniomyces polymorphus* (Tablica 14, Tab. 22, 23, 24). Z piasku pobieranego z plaż nienadzorowanych najczęściej stwierdzano *Cutaneotrichosporon jirovecii*, *Cutaneotrichosporon moniliiforme*, *Debaryomyces hansenii* i *Solicoccozyma aeria* (Tablica 14, Tab. 22, 23, 24)

Tabela 22. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych z obu typów plaż
Table 22. List of species and genera isolated from both types of beaches

LP.	GATUNEK	N	NN
1	***Aureobasidium pullulans*** (de Bary & Löwenthal) G. Arnaud 1918	1	4
2	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	8	4
3	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	10	5
4	***Candida pseudolambica*** M.T. Sm. & Poot 1989	1	5
5	***Citeromyces matritensis*** (Santa María) Santa María 1957 (anamorfa: *Candida globosa*)	6	2
6	***Cryptococcus amylolentus*** (Van der Walt, D.B. Scott & Klift) Golubev 1981	1	4
7	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	6	12
8	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	10	22
9	***Cyniclomyces guttulatus*** (C.P. Robin) Van der Walt & D.B. Scott 1971	2	1
10	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	14	11
11	***Dipodascus albidus*** Lagerh. 1892	2	1
12	***Komagataella pastoris*** (Guillierm.) Y. Yamada, M. Matsuda, K. Maeda & Mikata 1995	4	1
13	***Kondoa malvinella*** (Fell & I.L. Hunter) Y. Yamada, Nakagawa & I. Banno 1989	2	2
14	***Mycogloea nipponica*** Bandoni 1998	6	2
15	***Nadsonia commutata*** Golubev 1973	1	2
16	***Naganishia albida*** (Saito) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	2	1
17	***Oosporidium margaritiferum*** Stautz 1931	1	5
18	***Papiliotrema laurentii*** (Kuff.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	2	2

19	***Pichia membranifaciens*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	3	4
20	***Rhodotorula diobovata*** (S.Y. Newell & I.L. Hunter) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	1	1
21	***Saccharomyces bayanus*** Sacc. 1895	2	1
22	***Saccharomyces cerevisiae*** (Desm.) Meyen 1838	1	4
23	***Saccharomycodes ludwigii*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	3	2
24	***Saitozyma podzolica*** (Babeva & Reshetova) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	2	1
25	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010	4	3
26	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	9	6
27	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	4	8
28	***Tausonia pullulans*** (Lindner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	1	5
29	***Torulaspora globosa*** (Klöcker) Van der Walt & Johannsen 1975	2	3
30	***Cryptococcus* sp.**	2	3
31	***Dipodascus* sp.**	1	1

N – liczba izolatów pozyskanych z nadzorowanych plaż publicznych
NN – liczba izolatów pozyskanych z nienadzorowanych plaż

17 gatunków i 3 rodzaje odnotowano tylko w próbach piasku pozyskiwanych z nadzorowanych plaż publicznych (27,8% ogólnej puli gatunków i rodzajów). W ramach tej grupy wyróżniono jedynie 25 izolatów (8,2% ogólnej puli izolatów) (Tab. 11, 23, Zał. 6, 7).

Tabela 23. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych tylko z plaż nadzorowanych
Table 23. List of species and types isolated only from supervised beaches

LP.	GATUNEK	N	NN
1	***Candida albicans*** (C.P. Robin) Berkhout 1923	1	0
2	***Clavispora lusitaniae*** Rodr. Mir. 1979 (anamorfa: *Candida lusitaniae*)	1	0
3	***Curvibasidium nothofagi*** (C. Ramírez & A.E. González) Haelew. & Aime 2021	1	0
4	***Dipodascus geotrichum*** (E.E. Butler & L.J. Petersen) Arx 1977	2	0
5	***Dothiora sorbi*** (Wahlenb.) Fuckel 1870	1	0
6	***Exophiala jeanselmei*** (Langeron) McGinnis & A.A. Padhye 1977	3	0
7	***Kregervanrija fluxuum*** (Phaff & E.P. Knapp) Kurtzman 2006 (anamorfa: *Candida vini*)	1	0
8	***Lachancea thermotolerans*** (Filippov) Kurtzman 2003	1	0
9	***Lipomyces lipofer*** (Den Dooren) Lodder & Kreger-van Rij 1952	2	0
10	***Lipomyces starkeyi*** Lodder & Kreger-van Rij 1952	1	0
11	***Lodderomyces elongisporus*** (Recca & Mrak) Van der Walt 1971	1	0
12	***Pichia fermentans*** Lodder 1932	1	0
13	***Pichia terricola*** Van der Walt 1957	1	0
14	***Rhodotorula babjevae*** (Golubev) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	1	0
15	***Saccharomycopsis javanensis*** (Klöcker) Kurtzman & Robnett 1995	1	0
16	***Sydowia polyspora*** (Bref. & Tavel) E. Müll. 1953	1	0
17	***Wickerhamomyces anomalus*** (E.C. Hansen) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008 (anamorfa: *Candida pelliculosa*)	1	0
18	***Bullera* sp.**	2	0
19	***Kluyveromyces* sp.**	1	0
20	***Lipomyces* sp.**	1	0

N – liczba izolatów pozyskanych z nadzorowanych plaż publicznych
NN – liczba izolatów pozyskanych z nienadzorowanych plaż

21 gatunków występowało tylko w piasku pobieranym z nienadzorowanych plaż (29,2% ogólnej puli gatunków i rodzajów). W trakcie badań pozyskano 36 izolatów należących do tej grupy (11,9% ogólnej puli izolatów) (Tab. 11, 24, Zał. 6, 7).

Tabela 24. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych tylko z plaż nienadzorowanych
Table 24. List of species and types isolated only from unsupervised beaches

LP.	GATUNEK	N	NN
1	***Ballistosporomyces xanthus*** Nakase, G. Okada & Sugiy. 1989	0	1
2	***Cryptococcus uniguttulatus*** (Wolfram & Zach) Phaff & Fell 1970	0	1
3	***Exophiala bergeri*** Haase & de Hoog 1999	0	1
4	***Exophiala castellanii*** Iwatsu, Nishim. & Miyaji 1984	0	2
5	***Hanseniaspora osmophila*** (Niehaus) Phaff, M.W. Mill. & Shifrine 1956	0	1
6	***Hyphopichia rhagii*** (Diddens & Lodder) L.R. Ribeiro, M. Groenew., N. Jacques, Casareg., Lachance & C.A. Rosa 2017	0	1
7	***Leucosporidium scottii*** Fell, Statzell, I.L. Hunter & Phaff 1970	0	1
8	***Metschnikowia pulcherrima*** Pitt & M.W. Mill. 1968 (anamorfa: Candida *pulcherrima*)	0	1
9	***Moniliella spathulata*** (de Hoog) C.A. Rosa & Lachance 2009	0	2
10	***Nadsonia fulvescens* var. *elongata*** (Konok.) Golubev & M.T. Sm. 1989	0	5
11	***Ogataea angusta*** (Teun., H.H. Hall & Wick.) S.O. Suh & J.J. Zhou 2010	0	2
12	***Ogataea minuta*** (Wick.) Y. Yamada, K. Maeda & Mikata 1994	0	1
13	***Papiliotrema pseudoalba*** (Nakase & M. Suzuki) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015)	0	3
14	***Saccharomyces mikatae*** G.I. Naumov, S.A. James, E.S. Naumova, E.J. Louis & I.N. Roberts 2000	0	1
15	***Schizosaccharomyces octosporus*** Beij. 1897	0	1
16	***Schizosaccharomyces pombe*** Lindner 1893	0	1
17	***Schwanniomyces occidentalis*** Klöcker 1909	0	2
18	***Schwanniomyces vanrijiae*** (Van der Walt & Tscheuschner) M. Suzuki & Kurtzman 2010	0	1
19	***Thelebolus globosus*** Brumm. & de Hoog 2005	0	2
20	***Vanderwaltozyma polyspora*** (Van der Walt) Kurtzman 2003	0	5
21	***Vanrija humicola*** (Dasz.) R.T. Moore 1980	0	1

N – liczba izolatów pozyskanych z nadzorowanych plaż publicznych
NN – liczba izolatów pozyskanych z nienadzorowanych plaż

3.3.1. Jezioro Kortowskie

Z piasku plaży jeziora Kortowskiego pozyskano 63 izolaty drożdży należące do 24 rodzajów, wśród których wykazano 26 gatunków. Dwa izolaty oznaczono tylko do rodzaju. Najczęściej notowano gatunki *Cutaneotrichosporon moniliiforme* (8 izolatów), *C. jirovecii* (4 izolaty), *Debaryomyces hansenii* (4 izolaty) i *Solicoccozyma aeria* (7 izolatów) (Tablica 15). Nieco rzadziej izolowano gatunki *Cryptococcus amylolentus, Nadsonia fulvescens var. elongata, Papiliotrema pseudoalba* (po 3 izolaty). Pozostałe gatunki pozyskano w ilości 2. izolatów lub mniej (Ryc. 22, 23, 24 Tab. 25).

Dwa spośród najczęściej izolowanych gatunków (*Cutaneotrichosporon moniliiforme* i *C. jirovecii*) zaklasyfikowano do grupy BSL-2. Łącznie gatunki te były izolowane 12 razy, co stanowiło 19,05% ogólnej puli izolatów pozyskanej z piasku plaży jeziora Kortowskiego (Tab. 25).

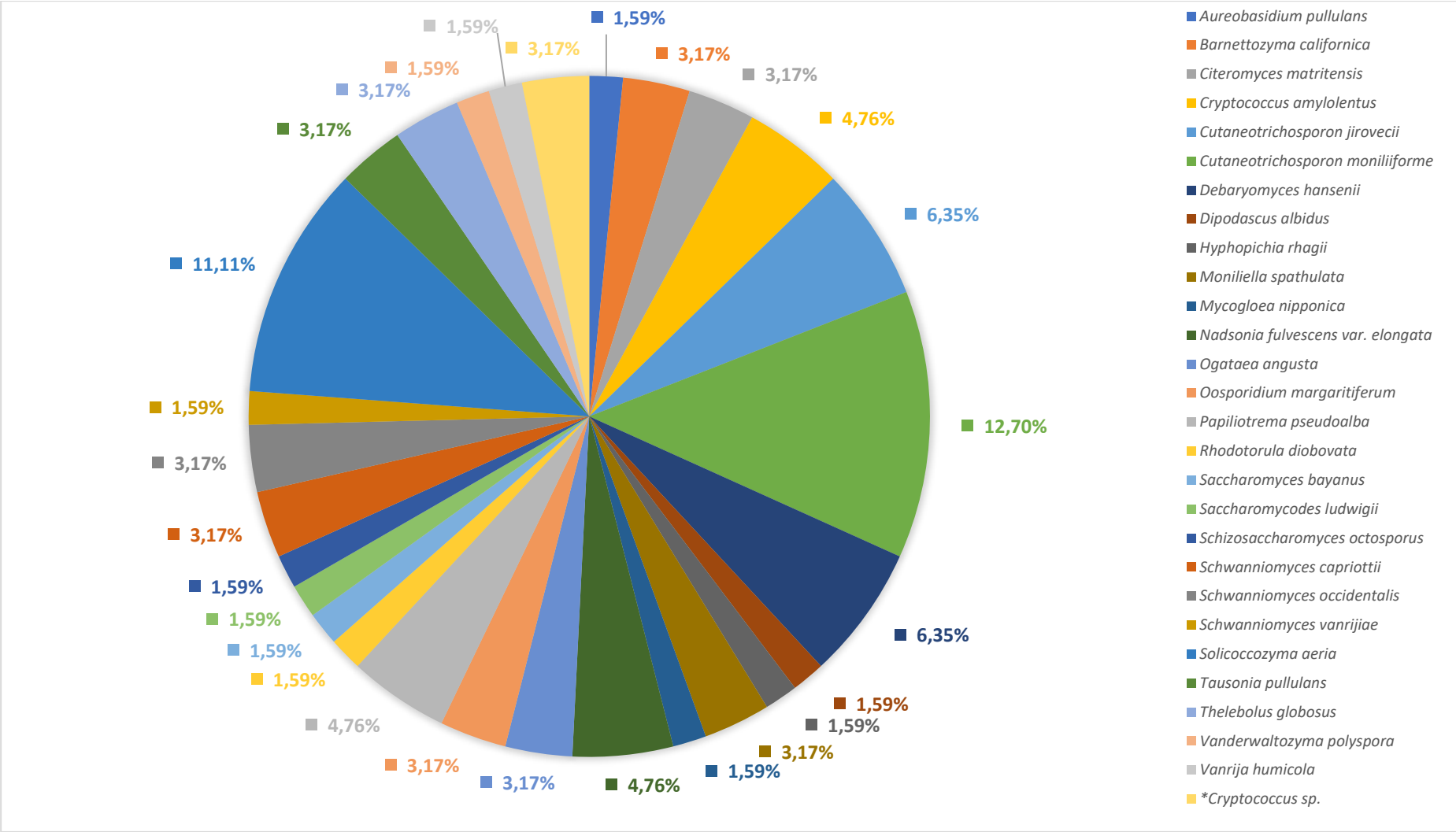
Tabela 25. Gatunki i rodzaje drożdży izolowane z piasku plaży Jeziora Kortowskiego
Table 25. Species and genera of yeasts isolated from the sand of the beach of Kortowskie Lake

LP.	GATUNEK	LICZBA IZOLATÓW (KORTOWSKIE)	UDZIAŁ PROCENTOWY
1	***Aureobasidium pullulans***	1	1.59%
2	***Barnettozyma californica***	2	3.17%
3	***Citeromyces matritensis***	2	3.17%
4	***Cryptococcus amylolentus***	3	4.76%
5	***Cutaneotrichosporon jirovecii***	**4**	6.35%
6	***Cutaneotrichosporon moniliiforme***	**8**	12.70%

7	***Debaryomyces hansenii***	4	6.35%
8	***Dipodascus albidus***	1	1.59%
9	***Hyphopichia rhagii***	1	1.59%
10	***Moniliella spathulata***	2	3.17%
11	***Mycogloea nipponica***	1	1.59%
12	***Nadsonia fulvescens* var. *elongata***	3	4.76%
13	***Ogataea angusta***	2	3.17%
14	***Oosporidium margaritiferum***	2	3.17%
15	***Papiliotrema pseudoalba***	3	4.76%
16	***Rhodotorula diobovata***	1	1.59%
17	***Saccharomyces bayanus***	1	1.59%
18	***Saccharomycodes ludwigii***	1	1.59%
19	***Schizosaccharomyces octosporus***	1	1.59%
20	***Schwanniomyces capriottii***	2	3.17%
21	***Schwanniomyces occidentalis***	2	3.17%
22	***Schwanniomyces vanrijiae***	1	1.59%
23	***Solicoccozyma aeria***	7	11.11%
24	***Tausonia pullulans***	2	3.17%
25	***Thelebolus globosus***	2	3.17%
26	***Vanderwaltozyma polyspora***	1	1.59%
27	***Vanrija humicola***	1	1.59%
28	****Cryptococcus* sp.**	2	3.17%

Cutaneotrichosporon jirovecii – gatunki zaklasyfikowane do 2. poziomu biobezpieczeństwa (BSL-2)

****Cryptococcus* sp. –** rodzaj, którego gatunki klasyfikuje się do 1. lub 2. poziomu biobezpieczeństwa (BSL-1 lub BSL-2)



Rycina 24. Drożdże wyizolowane z piasku plaży jeziora Kortowskiego
Figure 24. Yeast isolated from the sand of the Kortowskie lake beach

Stwierdzono 9 gatunków występujących wyłącznie w piasku plaży jeziora Kortowskiego, spośród których najczęściej izolowano gatunek *Papiliotrema pseudoalba* (Ryc. 23, Tab. 26, Tablica 16A, 16B). Wszystkie izolaty tego gatunku pozyskano w sezonie badawczym 2019-2020 z głębokości 50 cm (Zał. 6, 7).

Tabela 26. Gatunki drożdży izolowane wyłącznie z piasku plaży Jeziora Kortowskiego
Table 26. Yeasts species isolated only from the sand of the beach of Kortowskie Lake

LP.	GATUNEK	K	S	T	U
1	***Hyphopichia rhagii*** (Diddens & Lodder) L.R. Ribeiro, M. Groenew., N. Jacques, Casareg., Lachance & C.A. Rosa 2017	1	0	0	0
2	***Moniliella spathulata*** (de Hoog) C.A. Rosa & Lachance 2009	2	0	0	0
3	***Ogataea angusta*** (Teun., H.H. Hall & Wick.) S.O. Suh & J.J. Zhou 2010	2	0	0	0
4	***Papiliotrema pseudoalba*** (Nakase & M. Suzuki) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015)	3	0	0	0
5	***Schizosaccharomyces octosporus*** Beij. 1897	1	0	0	0
6	***Schwanniomyces occidentalis*** Klöcker 1909	2	0	0	0
7	***Schwanniomyces vanrijiae*** (Van der Walt & Tscheuschner) M. Suzuki & Kurtzman 2010	1	0	0	0
8	***Thelebolus globosus*** Brumm. & de Hoog 2005	2	0	0	0
9	***Vanrija humicola*** (Dasz.) R.T. Moore 1980	1	0	0	0

K – liczba izolatów pozyskanych z piasku plaży jeziora Kortowskiego
S – liczba izolatów pozyskanych z piasku plaż jeziora Skanda
T– liczba izolatów pozyskanych z piasku plaży jeziora Tyrsko
U – liczba izolatów pozyskanych z piasku plaż jeziora Ukiel

W przypadku piasku jeziora Kortowskiego zaobserwowano następujące różnice w liczbie pozyskiwanych izolatów pomiędzy poszczególnymi sezonami badawczymi w zależności od głębokości pobierania materiału i pory dnia (Ryc. 25, 26):

W kwietniu sezonu 2019-2020 więcej izolatów drożdży pozyskano w godzinach porannych oraz z głębokości 50. cm w odniesieniu tożsamego okresu sezonu 2018-2019. W przypadku kwietnia 2018-2019 zaobserwowano odwrotny trend (więcej izolatów pozyskanych w godzinach wieczornych i z głębokości 10. cm w zestawieniu z kwietniem 2019-2020).

W maju pozyskano tyle samo izolatów drożdży w godzinach porannych obu sezonów badawczych. W godzinach wieczornych oraz z głębokości 50. cm więcej drożdży izolowano w sezonie 2019-2020 w zestawieniu z analogicznym okresem sezonu 2018-2019. W przypadku sezonu 2018-2019 poczyniono odwrotną obserwację w kontekście głębokości. Więcej izolatów drożdży stwierdzono w piasku z głębokości 10. cm, w zestawieniu z tym samym okresem sezonu 2019-2020.

W czerwcu 2018-2019, w godzinach porannych oraz z głębokości 50. cm pozyskano więcej izolatów drożdży niż w czerwcu 2019-2020. W sezonie 2019-2020

więcej izolatów odnotowano w piasku pobranym w godzinach wieczornych oraz z głębokości 10. cm. w zestawieniu z tym samym okresem sezonu 2018-2019.

W lipcu sezonu 2018-2019 z prób piasku pobieranych w godzinach porannych oraz głębokości 10. cm pozyskano więcej izolatów niż w lipcu sezonu 2019-2020. Z kolei w godzinach wieczornych oraz z głębokości 50. cm pozyskano tyle samo izolatów w obu sezonach badawczych.

W sierpniu 2019-2020 z piasku pobieranego w obu porach dnia oraz z obu głębokości izolowano więcej drożdży niż w odpowiadającym okresie sezonu 2018-2019.

We wrześniu i październiku 2018-2019, w przypadku obu pór dnia oraz obu głębokości, pozyskano więcej izolatów niż w analogicznym okresie sezonu 2019-2020.

Ponadto zaobserwowano odmienne trendy w zmianie liczby izolatów drożdzy pozyskiwanych w poszczególnych porach dnia na przestrzeni obu sezonów badawczych (Ryc. 25):

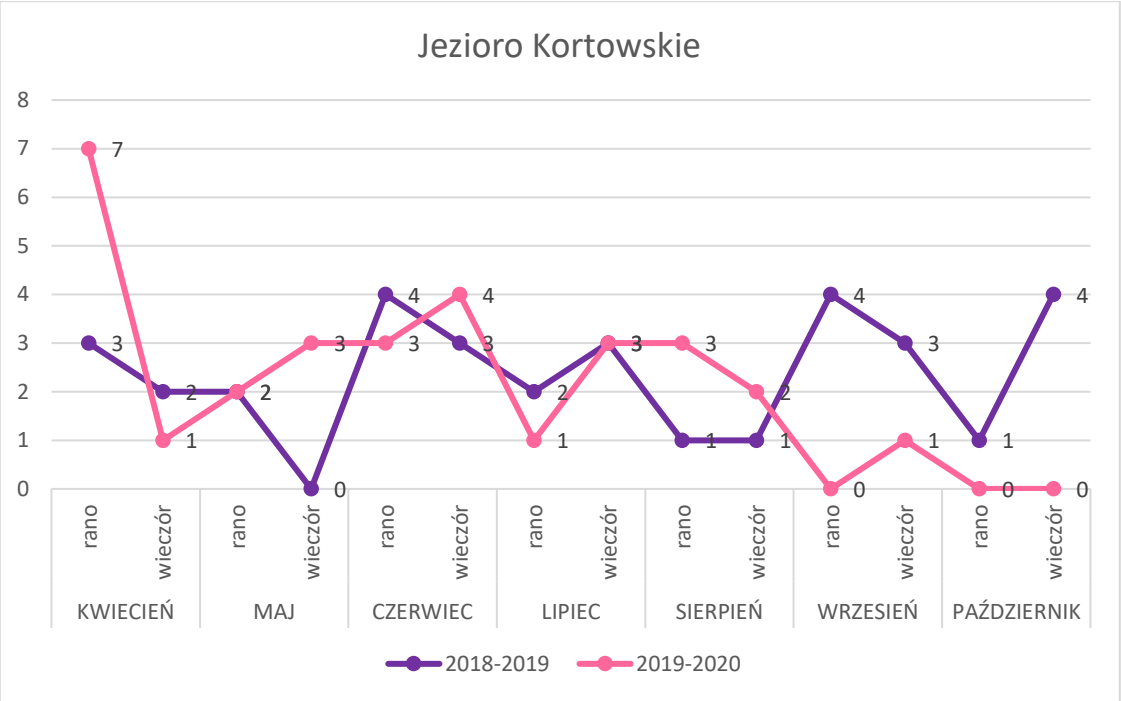
- Maj, czerwiec i wrzesień (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych rano; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskanych wieczorem);
- Sierpień (2018-2019 – tyle samo izolatów pozyskanych rano i wieczorem; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskanych rano)
- Październik (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych wieczorem; 2019-2020 – nie pozyskano izolatów zarówno rano jak i wieczorem)

W pozostałych miesiącach odnotowano zgodność tendencji w zmianie liczby izolatów w obu sezonach badawczych w zależności od pory dnia (Ryc. 25).

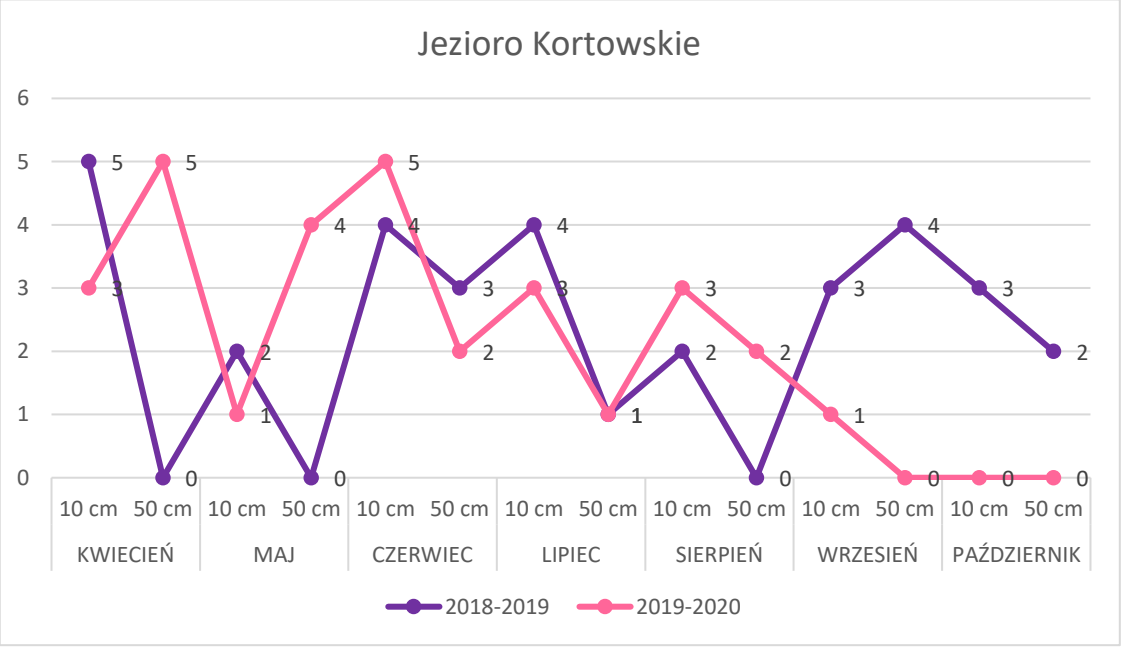
Ponadto wykazano różnice w zmianie liczby izolatów drożdży pozyskiwanych z różnych głębokości, na przestrzeni obu sezonów badawczych (Ryc. 26):

- Kwiecień i maj (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych z głębokości 10 cm; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskanych z głębokości 50 cm);
- Wrzesień (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych z głębokości 50 cm; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskanych z głębokości 10 cm);
- Październik (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych z głębokości 10 cm; 2019-2020 – nie pozyskano izolatów z żadnej z głębokości)

W pozostałych miesiącach odnotowano zgodność tendencji w zmianie liczby izolatów w obu sezonach badawczych w zależności od głębokości, z której pobierano piasek (Ryc. 26).



Rycina 25. Liczba izolatów drożdży pozyskanych z plaży jeziora Kortowskiego z uwzględnieniem pór dnia, w odniesieniu do poszczególnych sezonów badawczych
Figure 25. The number of yeasts isolates obtained from the beach of Kortowskie Lake, taking into account the times of day, in relation to individual research seasons



Rycina 26. Liczba izolatów drożdży pozyskanych z plaży Jeziora Kortowskiego z uwzględnieniem głębokości, w odniesieniu do poszczególnych sezonów badawczych
Figure 26. Number of yeasts isolates obtained from the beach of Lake Kortowskie, taking into account the depth, in relation to individual research seasons

3.3.2. Jezioro Skanda

W trakcie badań z plaż i boiska jeziora Skanda uzyskano łącznie 106 izolatów drożdży należących do 30 rodzajów, wśród których odnotowano 37 różnych gatunków. Najczęściej notowano gatunki *Candida glabrata* (6 izolatów), *C. jirovecii* (7 izolatów), *C. moniliiforme* (9 izolatów), *Debaryomyces hansenii* (7 ziolatów), *Schwanniomyces polymorphus* (10 izolatów) (Tablica 17). Mniej licznie występowały izolaty należące do gatunków: *Candida pseudolambica* (4 izolaty), *Citeromyces matritensis, Pichia membranifaciens* (po 5 izolatów). Gatunki *Exophiala jeanselmei, Komagataella pastoris, Mycogloea nipponica Oosporidium margaritiferum,, Saccharomyces cerevisiae, Saccharomycodes ludwigii, Torulaspora globosa* i *Vanderwaltozyma polyspora* izolowano 3 krotnie każdy. Pozostałe gatunki występowały z częstością 2. izolatów lub mniej. Tylko jeden izolat oznaczono jedynie do rodzaju (Ryc. 22, 23, 27, Tab. 27).

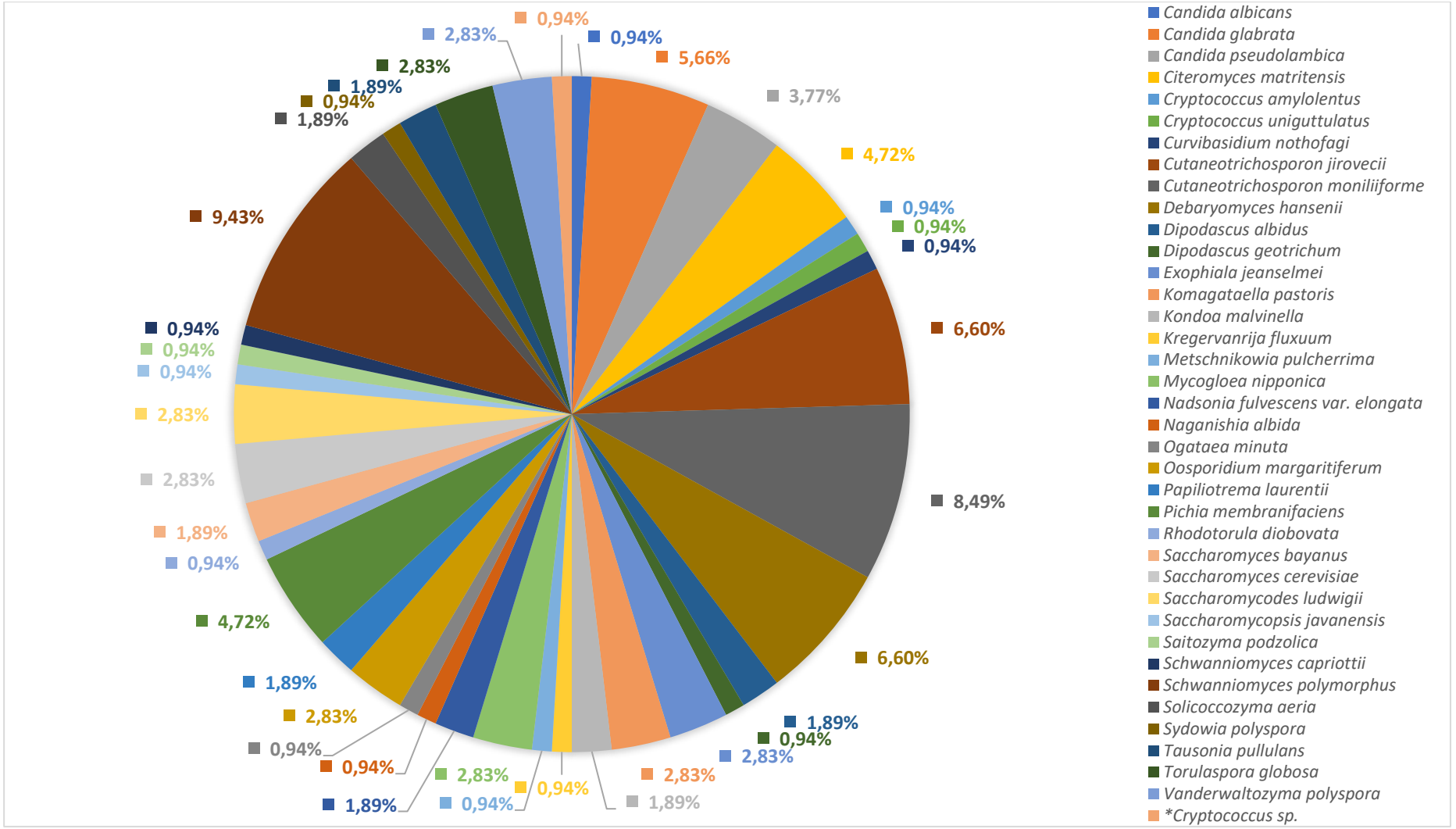
Pięć gatunków izolowanych z piasku plaż jeziora Skanda (*Candida albicans, C. glabrata, Cutaneotrichosporon. jirovecii, C. moniliiforme,* i *Exophiala jeanselmei*) zaklasyfikowano do 2 grupy biobezpieczeństwa (BSL-2). Powyższe gatunki izolowano łącznie 26 razy, co stanowiło 24,52% wszystkich izolatów pozyskanych z plaż jeziora Skanda (Tab. 27).

Tabela 27. Gatunki i rodzaje drożdży wyizolowane z piasku plaż i boiska do siatkówki plażowej jeziora Skanda
Table 27. Species and genera of yeasts isolated from the sand of beaches and beach volleyball court of Lake Skanda

LP.	GATUNEK	LICZBA IZOLATÓW (SKANDA)	UDZIAŁ PROCENTOWY
1	***Candida albicans***	**1**	0.94%
2	***Candida glabrata***	**6**	5.66%
3	***Candida pseudolambica***	4	3.77%
4	***Citeromyces matritensis***	5	4.72%
5	***Cryptococcus amylolentus***	1	0.94%
6	***Cryptococcus uniguttulatus***	1	0.94%
7	***Curvibasidium nothofagi***	1	0.94%
8	***Cutaneotrichosporon jirovecii***	**7**	6.60%
9	***Cutaneotrichosporon moniliiforme***	**9**	8.49%
10	***Debaryomyces hansenii***	7	6.60%
11	***Dipodascus albidus***	2	1.89%
12	***Dipodascus geotrichum***	1	0.94%
13	***Exophiala jeanselmei***	**3**	2.83%
14	***Komagataella pastoris***	3	2.83%
15	***Kondoa malvinella***	2	1.89%
16	***Kregervanrija fluxuum***	1	0.94%
17	***Metschnikowia pulcherrima***	1	0.94%
18	***Mycogloea nipponica***	3	2.83%
19	***Nadsonia fulvescens var. elongata***	2	1.89%
20	***Naganishia albida***	1	0.94%
21	***Ogataea minuta***	1	0.94%
22	***Oosporidium margaritiferum***	3	2.83%
23	***Papiliotrema laurentii***	2	1.89%
24	***Pichia membranifaciens***	5	4.72%

25	***Rhodotorula diobovata***	1	0.94%
26	***Saccharomyces bayanus***	2	1.89%
27	***Saccharomyces cerevisiae***	3	2.83%
28	***Saccharomycodes ludwigii***	3	2.83%
29	***Saccharomycopsis javanensis***	1	0.94%
30	***Saitozyma podzolica***	1	0.94%
31	***Schwanniomyces capriottii***	1	0.94%
32	***Schwanniomyces polymorphus***	10	9.43%
33	***Solicoccozyma aeria***	2	1.89%
34	***Sydowia polyspora***	1	0.94%
35	***Tausonia pullulans***	2	1.89%
36	***Torulaspora globosa***	3	2.83%
37	***Vanderwaltozyma polyspora***	3	2.83%
38	****Cryptococcus* sp.**	1	0.94%

Candida albicans – gatunki zaklasyfikowane do 2. poziomu biobezpieczeństwa (BSL-2)
****Cryptococcus* sp. –** rodzaj, którego gatunki klasyfikuje się do 1. lub 2. poziomu biobezpieczeństwa (BSL-1 lub BSL-2)



Rycina 27. Drożdże wyizolowane z piasku plaż i boiska do siatkówki plażowej jeziora Skanda
Figure 27. Yeast isolated from the sand of beaches and beach volleyball court of Lake Skanda

9 gatunków izolowano wyłącznie w piasku plaż jeziora Skanda, a spośród nich najczęściej notowano *Exophiala jeanselmei*, zaliczany do BSL-2 (Ryc. 23, Tab. 28, Tablica 18A, 18B). Wszystkie izolaty tego gatunku pozyskano w sezonie badawczym 2019-2020 z piasku plaży nadzorowanej, z głębokości 50 cm (Zał. 6, 7).

Tabela 28. Gatunki drożdży izolowane wyłącznie z piasku plaż i boiska do siatkówki plażowej Jeziora Skanda
Table 28. Species of yeasts isolated only from the sand of the beaches and beach volleyball court of Skanda Lake

LP.	GATUNEK	K	S	T	U
1	***Candida albicans*** (C.P. Robin) Berkhout 1923	0	1	0	0
2	***Cryptococcus uniguttulatus*** (Wolfram & Zach) Phaff & Fell 1970	0	1	0	0
3	***Curvibasidium nothofagi*** (C. Ramírez & A.E. González) Haelew. & Aime 2021	0	1	0	0
4	***Exophiala jeanselmei*** (Langeron) McGinnis & A.A. Padhye 1977	0	3	0	0
5	***Kregervanrija fluxuum*** (Phaff & E.P. Knapp) Kurtzman 2006 (anamorfa: *Candida vini*)	0	1	0	0
6	***Metschnikowia pulcherrima*** Pitt & M.W. Mill. 1968 (anamorfa: *Candida pulcherrima*)	0	1	0	0
7	***Ogataea minuta*** (Wick.) Y. Yamada, K. Maeda & Mikata 1994	0	1	0	0
8	***Saccharomycopsis javanensis*** (Klöcker) Kurtzman & Robnett 1995	0	1	0	0
9	***Sydowia polyspora*** (Bref. & Tavel) E. Müll. 1953	0	1	0	0

K – liczba izolatów pozyskanych z piasku plaży jeziora Kortowskiego
S – liczba izolatów pozyskanych z piasku plaż jeziora Skanda
T– liczba izolatów pozyskanych z piasku plaży jeziora Tyrsko
U – liczba izolatów pozyskanych z piasku plaż jeziora Ukiel

Analizując piasek jeziora Skanda, z uwzględnieniem pory dnia i głębokości pobierania materiału do badań, zaobserwowano następujące różnice w liczbie pozyskiwanych izolatów drożdży pomiędzy poszczególnymi sezonami badawczymi (Ryc. 28, 29):

W kwietniu i sierpniu sezonu 2019-2020 w przypadku obu pór dnia i obu głębokości pozyskano więcej izolatów drożdży niż w analogicznym okresie sezonu 2018-2019

W maju, w przypadku sezonu 2018-2019, więcej drożdży izolowano rano oraz z głębokości 10. cm w zestawieniu z majem 2019-2020. W przypadku maja sezonu 2019-2020 zaobserwowano odwrotną tendencję (więcej izolatów wyizolowanych z piasku pobieranego wieczorem oraz z głębokości 50. cm w porównaniu z tym samym okresem sezonu 2018-2019).

W czerwcu 2019-2020, z prób pobieranych w obu porach dnia oraz z głębokości 10 cm izolowano więcej drożdży, niż w odpowiadającym okresie sezonu 2018-2019. Z kolei w czerwcu 2018-2019 więcej drożdży pozyskano z głębokości 50. cm, w odniesieniu do czerwca 2019-2020.

Lipiec 2018-2019 charakteryzowała wyższa liczba pozyskanych izolatów zarówno w godzinach porannych i wieczornych, oraz z głębokości 10. cm w kontekście analogicznego okresu sezonu 2019-2020. W lipcu 2019-2020 więcej izolatów drożdży pozyskano z głębokości 50 cm, w zestawieniu z tym samym okresem sezonu 2018-2019.

We wrześniu 2018-2019 więcej drożdży wyizolowano z piasku pobieranego w godzinach porannych, w odniesieniu do września 2019-2020. W przypadku drugiego sezonu (2019-2020) zaobserwowano odwrotną tendencję (więcej izolatów pozyskano wieczorem w kontekście analogicznego okresu pierwszego sezonu). Uwzględniając głębokość pobierania prób, zarówno z głębokości 10, jak i 50 cm więcej drożdży izolowano we wrześniu 2019-2020, w zestawieniu z tym samym miesiącem sezonu 2018-2019.

Październik charakteryzowała taka sama liczba izolatów pozyskanych z prób piasku zebranych w godzinach porannych w obu sezonach badawczych. W przypadku prób pobranych wieczorem oraz z głębokości 10. i 50. cm więcej drożdży wyizolowano w październiku sezonu 2018-2019, niż tym samym miesiącu sezonu 2019-2020.

Zaobserwowano odmienne trendy w zmianie liczby izolatów pozyskiwanych w poszczególnych porach dnia na przestrzeni obu sezonów badawczych (Ryc. 28):

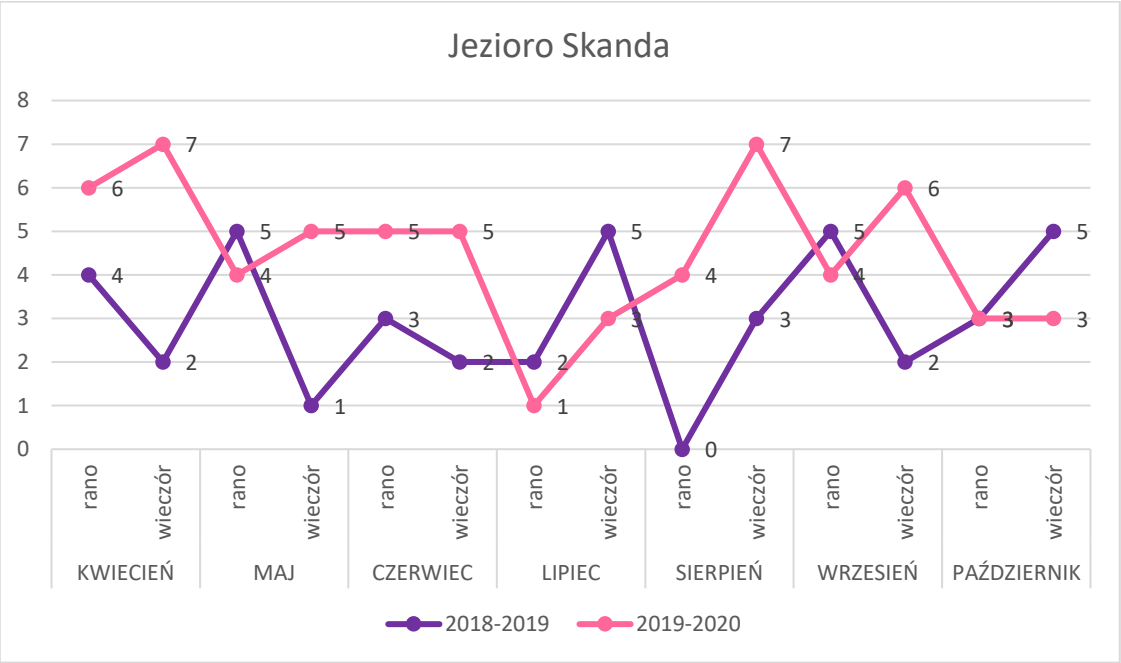
- Kwiecień, maj i wrzesień (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych rano; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskanych wieczorem);
- Czerwiec (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych rano; 2019-2020 – tyle samo izolatów pozyskanych rano i wieczorem);
- Październik (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych wieczorem; 2019-2020 – tyle samo izolatów pozyskanych rano i wieczorem)

W pozostałych miesiącach odnotowano zgodność tendencji w zmianie liczby izolatów w obu sezonach badawczych w zależności od pory dnia (Ryc. 28).

Ponadto wykazano zróżnicowane trendy w zmianie liczby izolatów pozyskiwanych z różnych głębokości, na przestrzeni obu sezonów badawczych (Ryc. 29):

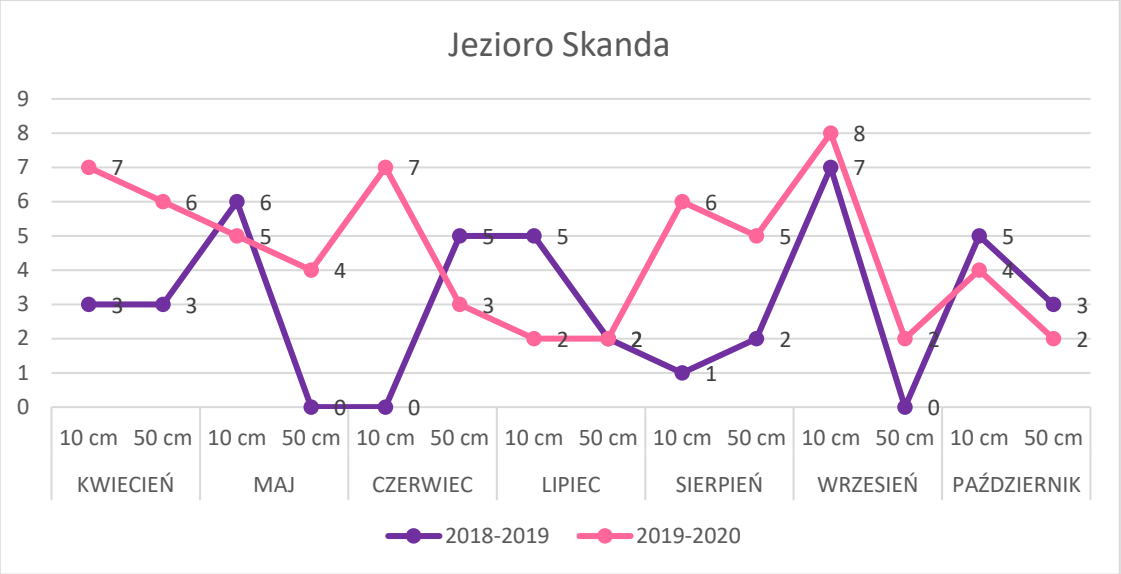
- Kwiecień (2018-2019 – tyle samo izolatów pozyskanych z obu głębokości; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskanych z głębokości 10 cm);
- Czerwiec i sierpień (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych z głębokości 50 cm; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskanych z głębokości 10 cm);
- Lipiec (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych z głębokości 10 cm; 2019-2020 – tyle samo izolatów pozyskanych z obu głębokości);

W pozostałych miesiącach odnotowano zgodność tendencji w zmianie liczby izolatów w obu sezonach badawczych w zależności od głębokości pobierania piasku (Ryc. 29).



Rycina 28. Liczba izolatów drożdży pozyskanych z plaż i boiska do siatkówki plażowej jeziora Skanda z uwzględnieniem pór dnia, w odniesieniu do poszczególnych sezonów badawczych

Figure 28. The number of yeasts isolates obtained from the beaches and beach volleyball court of Lake Skanda, taking into account the time of day, in relation to individual research seasons



Rycina 29. Liczba izolatów drożdży pozyskanych z plaż i boiska do siatkówki plażowej jeziora Skanda z uwzględnieniem głębokości, w odniesieniu do poszczególnych sezonów badawczych

Figure 29. The number of yeasts isolates obtained from the beaches and beach volleyball court of Lake Skanda, taking into account the depth, in relation to individual research seasons

3.3.3. Jezioro Tyrsko

W badaniach piasku z plaży jeziora Tyrsko wykazano 27 izolatów drożdży należących do 15. rodzajów. Wszystkie izolaty zidentyfikowano do gatunku. Najczęściej izolowano gatunki *Aureobasidium pullulans* i *Cutaneotrichosporon moniliiforme* (po 3 izolaty) (Tablica 19). Pozostałe gatunki notowano w liczbie dwóch izolatów lub mniej (Ryc. 22, 23, 30, Tab. 29).

Do drugiej grupy biobezpoeczeństwa (BSL-2) zaklasyfikowano 5 gatunków występujących w piasku plaży jeziora Tyrsko: *Candida glabrata, Cutaneotrichosporon jirovecii* i *C. moniliiforme, Exophiala bergeri* i *E. cstellanii*). Łącznie izolowano je 8 razy, co stanowiło 29,62% wszystkich izolatów z jeziora Tyrsko (Tab. 29).

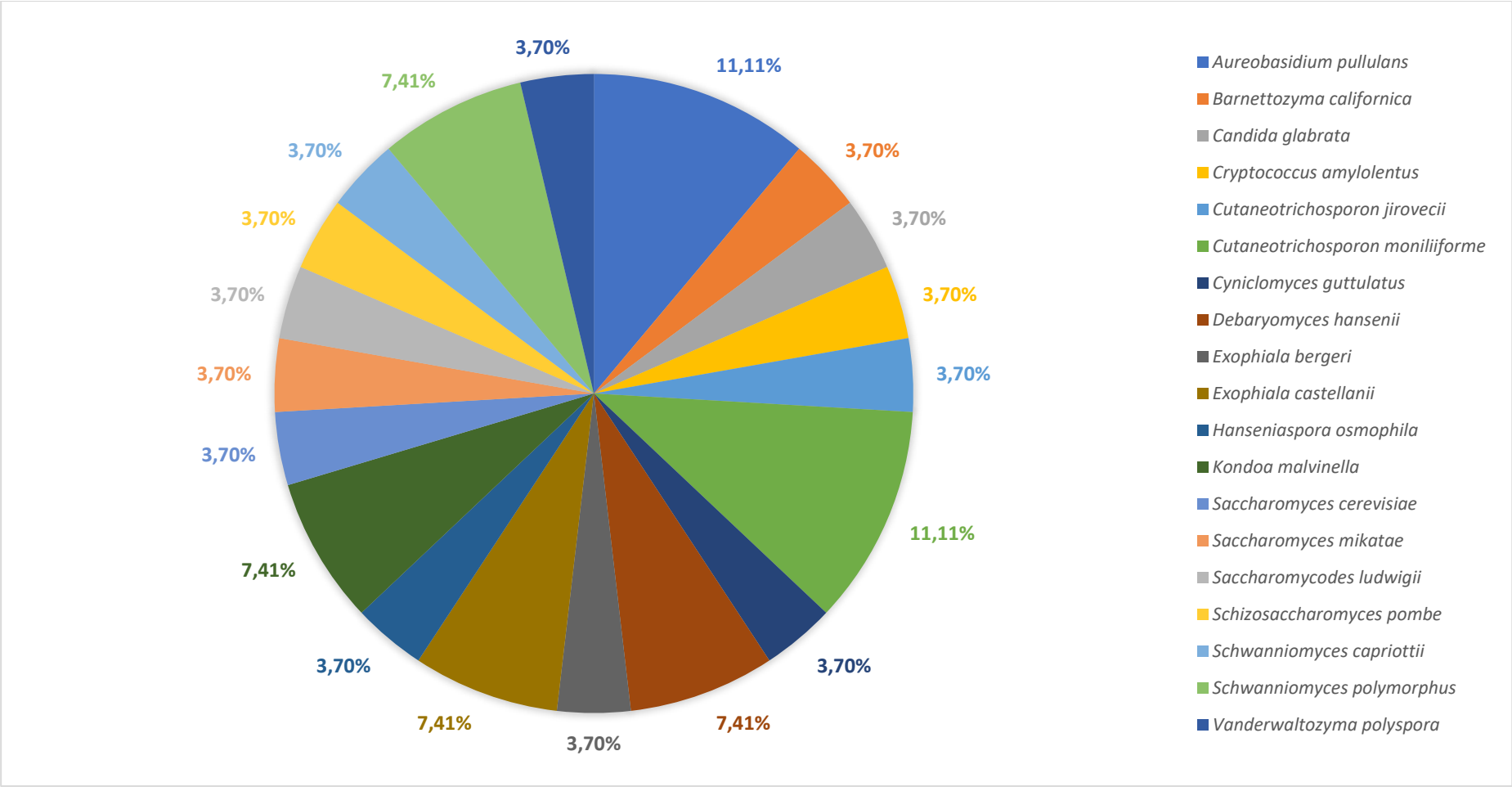
Tabela 29. Gatunki drożdży izolowane z piasku plaży Jeziora Tyrsko

Table 29. Species of yeasts isolated from the sand of the beach of Tyrsko Lake

LP.	GATUNEK	LICZBA IZOLATÓW (TYRSKO)	UDZIAŁ PROCENTOWY
1	***Aureobasidium pullulans***	3	11.11%
2	***Barnettozyma californica***	1	3.70%
3	***Candida glabrata***	**1**	3.70%
4	***Cryptococcus amylolentus***	1	3.70%
5	***Cutaneotrichosporon jirovecii***	**1**	3.70%
6	***Cutaneotrichosporon moniliiforme***	**3**	11.11%
7	***Cyniclomyces guttulatus***	1	3.70%

8	***Debaryomyces hansenii***	2	7.41%
9	***Exophiala bergeri***	**1**	3.70%
10	***Exophiala castellanii***	**2**	7.41%
11	***Hanseniaspora osmophila***	1	3.70%
12	***Kondoa malvinella***	2	7.41%
13	***Saccharomyces cerevisiae***	1	3.70%
14	***Saccharomyces mikatae***	1	3.70%
15	***Saccharomycodes ludwigii***	1	3.70%
16	***Schizosaccharomyces pombe***	1	3.70%
17	***Schwanniomyces capriottii***	1	3.70%
18	***Schwanniomyces polymorphus***	2	7.41%
19	***Vanderwaltozyma polyspora***	1	3.70%

Candida glabrata – gatunki zaklasyfikowane do 2. poziomu biobezpieczeństwa (BSL-2)



Rycina 30. Drożdże wyizolowane z piasku plaży jeziora Tyrsko
Figure 30. Yeast isolated from the sand of the Tyrsko lake beach

Odnotowano 4 gatunki występujące tylko w piasku plaży jeziora Tyrsko, a spośród nich najczęściej notowano *Exophiala castellanii*, zaliczany do BSL-2 (Ryc. 23, Tab. 30, Tablica 20). Wszystkie izolaty tego gatunku pozyskano w sezonie badawczym 2019-2020, z głębokości 10 cm (Zał. 6, 7). W sezonie 2019-2020, z głębokości 50 cm, uzyskano pojedynczy izolat gatunku *Exophiala bergerii*, również klasyfikowany do 2. poziomu biobezpieczeństwa (BSL-2) (Tab. 30, Zał. 5, 6, 7).

Tabela 30. Gatunki drożdży izolowane wyłącznie z piasku plaży Jeziora Tyrsko
Table 30. Species of yeasts isolated from the sand of the beach of Tyrsko Lake

LP.	GATUNEK	K	S	T	U
1	***Exophiala bergeri*** Haase & de Hoog 1999	0	0	1	0
2	***Exophiala castellanii*** Iwatsu, Nishim. & Miyaji 1984	0	0	2	0
3	***Saccharomyces mikatae*** G.I. Naumov, S.A. James, E.S. Naumova, E.J. Louis & I.N. Roberts 2000	0	0	1	0
4	***Schizosaccharomyces pombe*** Lindner 1893	0	0	1	0

K – liczba izolatów pozyskanych z piasku plaży jeziora Kortowskiego
S – liczba izolatów pozyskanych z piasku plaż jeziora Skanda
T– liczba izolatów pozyskanych z piasku plaży jeziora Tyrsko
U – liczba izolatów pozyskanych z piasku plaż jeziora Ukiel

W kontekście piasku plaży jeziora Tyrsko wykazano następujące różnice w liczbie pozyskiwanych izolatów pomiędzy poszczególnymi sezonami badawczymi, w zależności od pory dnia i od głębokości, z której pobierano piasek do badań (Ryc. 31, 32):

W kwietniu sezonu 2018-2019 odnotowano większą liczbę izolatów pozyskanych zarówno w godzinach porannych, jak i wieczornych oraz z głębokości 10. cm, w odniesieniu do analogicznego okresu drugiego sezonu (2019-2020). Z głębokości 50 cm nie pozyskano izolatów w żadnym z sezonów badawczych

W maju 2018-2019 drożdże izolowano częściej w godzinach porannych oraz z głębokości 10. cm w zestawieniu z majem 2019-2020. Nie pozyskano izoaltów drożdży w godzinach wieczornych w żadnym z sezonów badawczych. W przypadku głębokości 50 cm w obu sezonach wyizolowano tyle samo izolatów drożdży.

Czerwiec 2019-2020 charakteryzowała większa liczba izolatów pozyskana w godzinach porannych oraz z obu badanych głębokości w odniesieniu do analogicznego okresu sezonu 2018-2019. Z kolei z prób piasku pobieranych w godzinach wieczornych w czerwcu pierwszego sezonu badawczego (2018-2019) izolowano więcej drożdży niż w czerwcu 2019-2020.

W lipcu 2019-2020, w odniesieniu do lipca 2018-2019, izolowano więcej drożdży w przypadku obu pór dnia i obu głębokości.

W sierpniu drugiego sezonu (2019-2020), z piasku pobieranego w godzinach porannych oraz głębokości 50 cm, pozyskano więcej izolatów, niż w tym samym okresie sezonu 2018-2019. W przypadku prób pobieranych w godzinach wieczornych izolowano jednaką liczbę izolatów w obu sezonach badawczych. W przypadku głębokości 10 cm zaobserwowano większą liczbę izolatów w pierwszym sezonie (2018-2019), w zestawieniu z sezonem 2019-2020.

We wrześniu 2018-2019, z piasku pobranego w godzinach porannych, izolowano więcej drożdży niż w tym samym miesiącu sezonu 2019-2020. W przypadku prób wieczornych zaobserwowano odwrotny trend. Uwzględniając głębokość pobierania prób stwierdzono jednakową liczbę izolatów w przypadku obu sezonów badawczych.

Październik sezonu 2018-2019 charakteryzowała większa liczba izolatów pozyskanych w godzinach porannych i z głębokości 10. cm, w odniesieniu do października 2019-2020. Z prób piasku pobieranych w godzinach wieczornych oraz głębokości 50 cm nie otrzymano izolatów w żadnym z sezonów badawczych

Zaobserwowano odmienne trendy w zmianie liczby izolatów pozyskiwanych w poszczególnych porach dnia na przestrzeni obu sezonów badawczych (Ryc. 31):

- Czerwiec (2018-2019 – więcej izolatów pozyskano wieczorem; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskanych rano);
- Lipiec (2018-2019 – nie pozyskano izolatów rano i wieczorem; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskano rano);
- Sierpień (2018-2019 – tyle samo izolatów pozyskano rano i wieczorem; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskano rano);
- Wrzesień (2018-2019 – więcej izolatów pozyskano rano; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskano wieczorem);
- Październik (2018-2019 – więcej izolatów pozyskano rano; 2019-2020 – nie pozyskano izolatów rano i wieczorem)

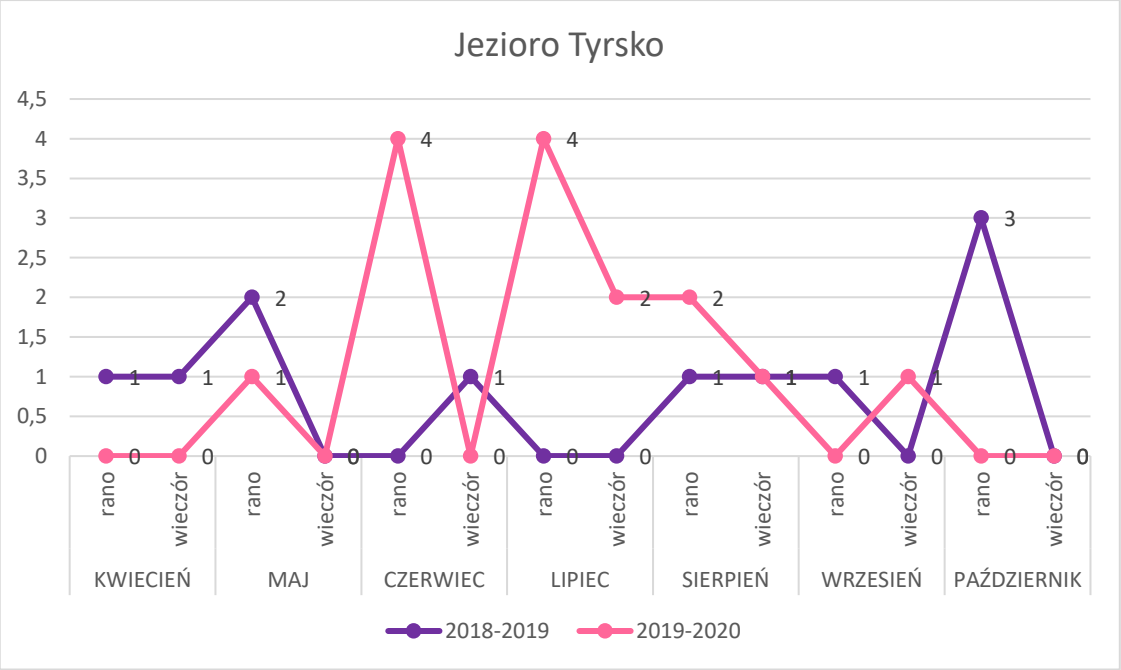
W pozostałych miesiącach odnotowano zgodność tendencji w zmianie liczby izolatów w obu sezonach badawczych w zależności od pory dnia (Ryc. 31).

Ponadto wykazano zmienne trendy w zmianie liczby izolatów pozyskiwanych z różnych głębokości, na przestrzeni obu sezonów badawczych (Ryc. 32):

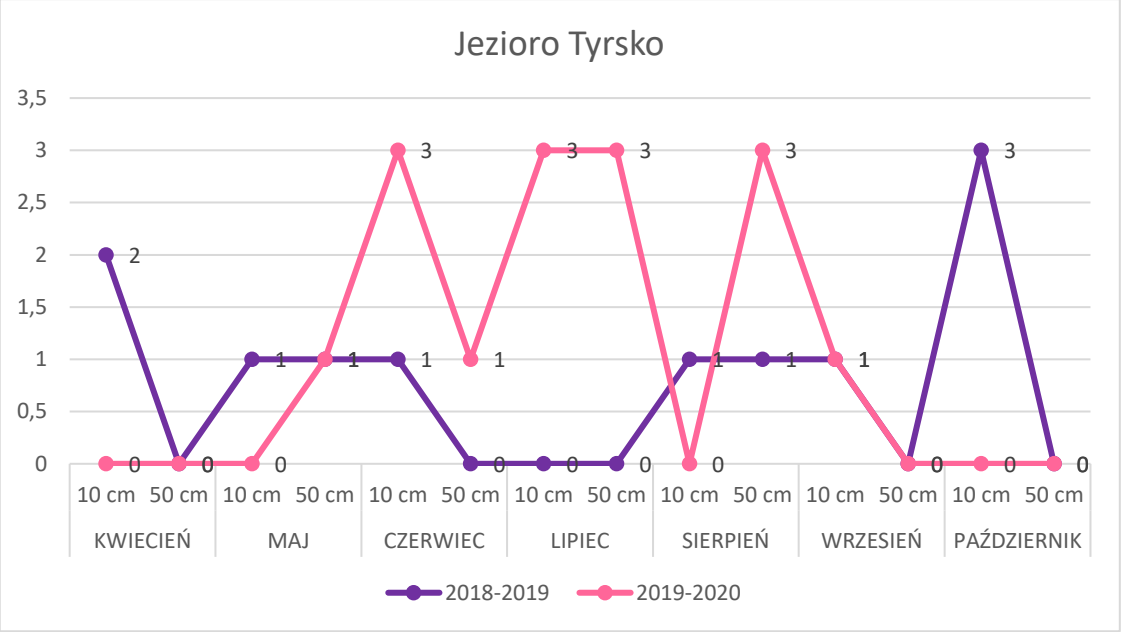
- Kwiecień (2018-2019 – tyle samo izolatów pozyskano z obu głębokości; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskano z głębokości 10 cm);

- Czerwiec i sierpień (2018-2019 – więcej izolatów pozyskano z głębokości 50 cm; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskano z głębokości 10 cm);
- Lipiec (2018-2019 – więcej izolatów pozyskano z głębokości 10 cm; 2019-2020 – tyle samo izolatów pozyskano z obu głębokości);

W pozostałych miesiącach tendencja w zmianie liczby izolatów na przestrzeni obu sezonów badawczych, w zależności od głębokości pobierania piasku była jednakowa (Ryc. 32).



Rycina 31. Liczba izolatów drożdży pozyskanych z plaży jeziora Tyrsko z uwzględnieniem pór dnia, w odniesieniu do poszczególnych sezonów badawczych
Figure 31. Number of yeasts isolates obtained from the beach of Lake Tyrsko, taking into account the time of day, in relation to individual research seasons



Rycina 32. Liczba izolatów drożdży pozyskanych z plaży jeziora Tyrsko z uwzględnieniem głębokości, w odniesieniu do poszczególnych sezonów badawczych
Figure 32. The number of yeasts isolates obtained from the beach of Lake Tyrsko, taking into account the depth, in relation to individual research seasons

3.3.4. Jezioro Ukiel

Z plaż i boisk jeziora Ukiel pozyskano łącznie 107 izolatów drożdży, należących do 33. rodzajów, wśród których odnotowano występowanie 37. różnych gatunków. 8 izolatów zidentyfikowano tylko do rodzaju. Najczęściej izolowano gatunki: *Barnettozyma californica* (9 izolatów), *Candida glabrata* (8 izolatów), *Cutaneotrichosporon jirovecii* (6 izolatów), *Cutaneotrichosporon moniliiforme* i *Debaryomyces hansenii* (po 12 izolatów) (Tablica 21). Nieco rzadziej izolowano gatunki *Mycogloea nipponica* (4 izolaty), *Nadsonia commutata, Schwanniomyces capriottii, S. polymorphus i Solicoccozyma aeria* (po 3 izolaty). Pozostałe gatunki w liczbie nie większej niż 2 izolaty (Ryc. 22, 23, 33, Tab. 31).

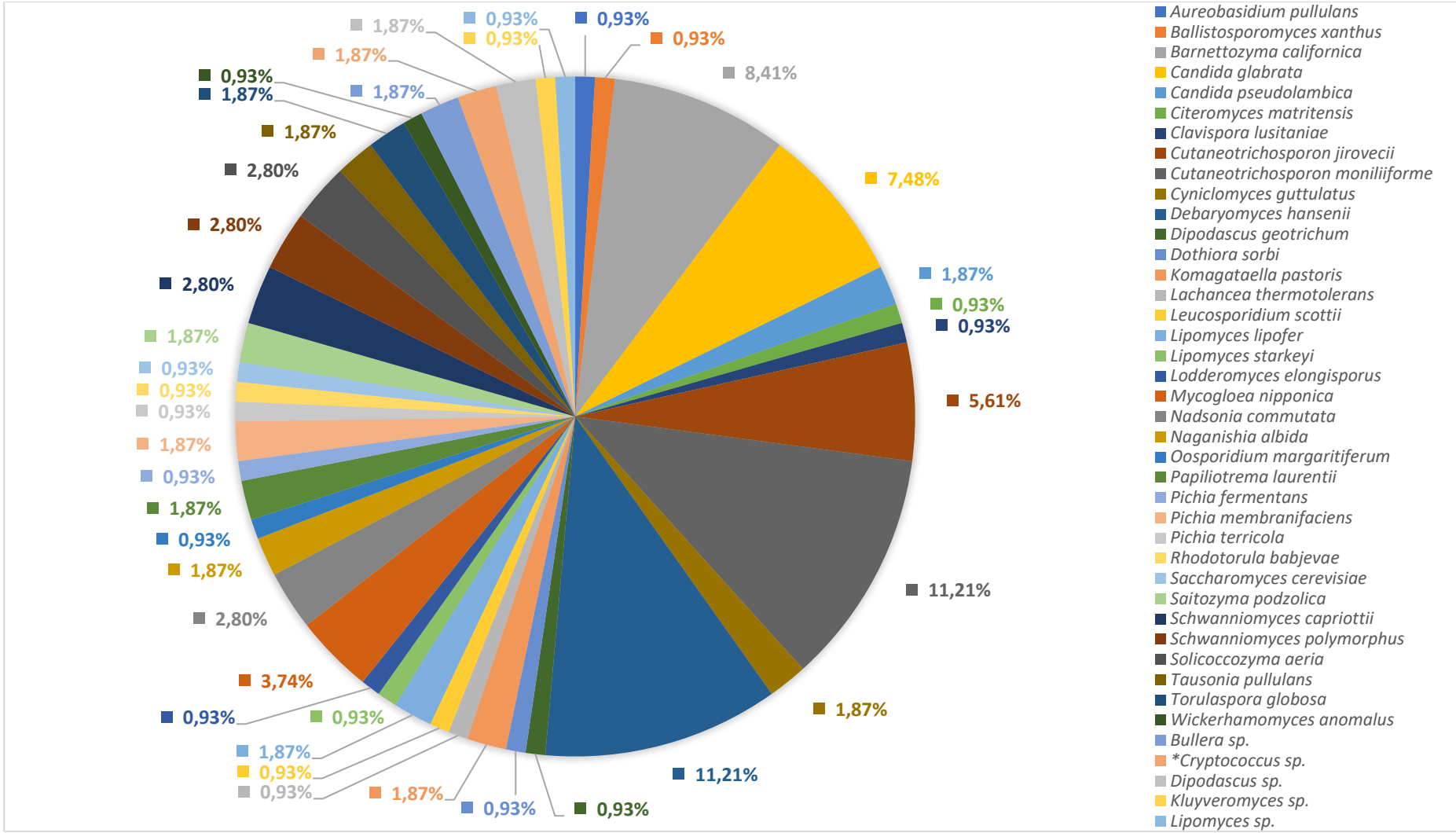
Cztery spośród zidentyfikowanych gatunków (*Candida glabrata, Clavispora lusitaniae, Cutaneotrichosporon. jirovecii* i *C. moniliiforme*) przypisano do grupy (BSL-2). Łącznie wyizolowano je 27 razy, co stanowiło 25,23% ogólnej puli izolatów z plaż jeziora Ukiel (Tab. 31).

Tabela 31. Gatunki i rodzaje drożdży izolowane z piasku plaż Jeziora Ukiel
Table 31. Species and genera of yeasts isolated from the sand of the beaches of Ukiel Lake

LP.	GATUNEK	LICZBA IZOLATÓW (UKIEL)	UDZIAŁ PROCENTOWY
1	***Aureobasidium pullulans***	1	0.93%
2	***Ballistosporomyces xanthus***	1	0.93%

3	***Barnettozyma californica***	9	8.41%
4	***Candida glabrata***	**8**	7.48%
5	***Candida pseudolambica***	2	1.87%
6	***Citeromyces matritensis***	1	0.93%
7	***Clavispora lusitaniae***	**1**	0.93%
8	***Cutaneotrichosporon jirovecii***	**6**	5.61%
9	***Cutaneotrichosporon moniliiforme***	**12**	11.21%
10	***Cyniclomyces guttulatus***	2	1.87%
11	***Debaryomyces hansenii***	12	11.21%
12	***Dipodascus geotrichum***	1	0.93%
13	***Dothiora sorbi***	1	0.93%
14	***Komagataella pastoris***	2	1.87%
15	***Lachancea thermotolerans***	1	0.93%
16	***Leucosporidium scottii***	1	0.93%
17	***Lipomyces lipofer***	2	1.87%
18	***Lipomyces starkeyi***	1	0.93%
19	***Lodderomyces elongisporus***	1	0.93%
20	***Mycogloea nipponica***	4	3.74%
21	***Nadsonia commutata***	3	2.80%
22	***Naganishia albida***	2	1.87%
23	***Oosporidium margaritiferum***	1	0.93%
24	***Papiliotrema laurentii***	2	1.87%
25	***Pichia fermentans***	1	0.93%
26	***Pichia membranifaciens***	2	1.87%
27	***Pichia terricola***	1	0.93%
28	***Rhodotorula babjevae***	1	0.93%
29	***Saccharomyces cerevisiae***	1	0.93%
30	***Saitozyma podzolica***	2	1.87%
31	***Schwanniomyces capriottii***	3	2.80%
32	***Schwanniomyces polymorphus***	3	2.80%
33	***Solicoccozyma aeria***	3	2.80%
34	***Tausonia pullulans***	2	1.87%
35	***Torulaspora globosa***	2	1.87%
36	***Wickerhamomyces anomalus***	1	0.93%
37	***Bullera* sp.**	2	1.87%
38	****Cryptococcus* sp.**	2	1.87%
39	***Dipodascus* sp.**	2	1.87%
40	***Kluyveromyces* sp.**	1	0.93%
41	***Lipomyces* sp.**	1	0.93%

Candida glabrata – gatunki zaklasyfikowane do 2. poziomu biobezpieczeństwa (BSL-2)
****Cryptococcus* sp.** – rodzaj, którego gatunki klasyfikuje się do 1. lub 2. poziomu biobezpieczeństwa (BSL-1 lub BSL-2)



Rycina 33. Drożdże wyizolowane z piasku plaż i boisk do siatkówki plażowej jeziora Ukiel
Figure 33. Yeast isolated from the sand of beaches and beach volleyball courts of Lake Ukiel

W trakcie badań wykazano 12 gatunków wyłącznie w piasku plaż jeziora Ukiel. Sześć izolatów oznaczono tylko do rodzaju, a 3 spośród nich: *Bullera*, *Kluyveromyces* i *Lipomyces* notowano tylko w obrębie piasku plaż jeziora Ukiel (Ryc. 23. Tablica 22A, 22B, 22C). Najczęściej notowano gatunek *Nadsonia commutata*, którego izolaty pozyskano w obu sezonach badawczych: 2018-2019 (2 izolaty, plaża nienadzorowana, 50 cm), 2019-2020 (1 izolat, plaża nadzorowana, głębokość 10 cm) (Tab. 32, Zał. 6, 7). W sezonie 2019-2020, z plaży nadzorowanej, z głębokości 50 cm, uzyskano pojedynczy izolat gatunku *Clavispora lusitaniae*, zaliczany do BSL-2 (Tab. 32, Zał. 5, 6, 7).

Tabela 32. Gatunki i rodzaje drożdży izolowane wyłącznie z piasku plaż Jeziora Ukiel
Table 32. Species and genera of yeasts isolated only from the sand of the beaches of Ukiel Lake

LP.	GATUNEK	K	S	T	U
1	***Clavispora lusitaniae*** Rodr. Mir. 1979 (anamorfa: *Candida lusitaniae*)	0	0	0	1
2	***Dothiora sorbi*** (Wahlenb.) Fuckel 1870	0	0	0	1
3	***Lachancea thermotolerans*** (Filippov) Kurtzman 2003	0	0	0	1
4	***Leucosporidium scottii*** Fell, Statzell, I.L. Hunter & Phaff 1970	0	0	0	1
5	***Lipomyces lipofer*** (Den Dooren) Lodder & Kreger-van Rij 1952	0	0	0	2
6	***Lipomyces starkeyi*** Lodder & Kreger-van Rij 1952	0	0	0	1
7	***Lodderomyces elongisporus*** (Recca & Mrak) Van der Walt 1971	0	0	0	1
8	***Nadsonia commutata*** Golubev 1973	0	0	0	3
9	***Pichia fermentans*** Lodder 1932	0	0	0	1
10	***Pichia terricola*** Van der Walt 1957	0	0	0	1
11	***Rhodotorula babjevae*** (Golubev) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	0	0	0	1
12	***Wickerhamomyces anomalus*** (E.C. Hansen) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008 (anamorfa: *Candida pelliculosa*)	0	0	0	1
13	***Bullera* sp.**	0	0	0	2
14	***Dipodascus* sp.**	0	0	0	2
15	***Kluyveromyces* sp.**	0	0	0	1
16	***Lipomyces* sp.**	0	0	0	1

K – liczba izolatów pozyskanych z piasku plaży jeziora Kortowskiego
S – liczba izolatów pozyskanych z piasku plaż jeziora Skanda
T– liczba izolatów pozyskanych z piasku plaży jeziora Tyrsko
U – liczba izolatów pozyskanych z piasku plaż jeziora Ukiel

W przypadku piasku plaż jeziora Ukiel zaobserwowano następujące różnice w liczbie pozyskiwanych izolatów pomiędzy poszczególnymi sezonami badawczymi w zależności od głębokości pobierania materiału i pory dnia (Ryc. 34, 35):

W kwietniu 2018-2019 izolowano więcej drożdży niż w analogicznym okresie sezonu 2019-2020, w przypadku piasku pobieranego w obu porach dnia i z obu głębokości.

W maju, sierpniu, wrześniu i październiku sezonu 2019-2020 pozyskano więcej izolatów (niezależnie od pory dnia i głębokości pobierania prób), w zestawieniu z tymi samymi miesiącami pierwszego sezonu (2018-2019).

Czerwiec charakteryzowała jednakowa liczba izolatów pozyskanych z piasku pobranego w godzinach porannych w przypadku obu sezonów badawczych. Z kolei z prób piasku pobranych wieczorem więcej drożdży izolowano w czerwcu 2019-2020, w zestawieniu z tym samym miesiącem sezonu 2018-2019. W przypadku badanych głębokości w sezonie 2019-2020 więcej izolatów pozyskano z głębokości 10 cm, w zestawieniu z analogicznym okresem sezonu 2018-2019. W przypadku prób piasku z głębokości 50 cm odnotowano odwrotny trend (dominacja drożdży w próbach piasku z czerwca 2018-2019).

W lipcu 2018-2019 stwierdzono przewagę w liczbie izolatów w próbach piasku pobranych w obu porach dnia i z głębokości 10 cm, w odniesieniu do lipca sezonu 2019-2020. W przypadku głębokości 50 cm nie pozyskano izolatów w żadnym z sezonów badawczych.

Zaobserwowano odmienne trendy w zmianie liczby izolatów pozyskiwanych w poszczególnych porach dnia na przestrzeni obu sezonów badawczych (Ryc. 34):

- Kwiecień (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych wieczorem; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskanych rano);
- Maj (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych wieczorem; 2019-2020 – tyle samo izolatów pozyskanych rano i wieczorem);
- Czerwiec (2018-2019 – tyle samo izolatów pozyskanych rano i wieczorem; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskanych wieczorem)
- Lipiec (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych rano; 2019-2020 – tyle samo izolatów pozyskanych rano i wieczorem)
- Październik (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych rano; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskanych wieczorem)

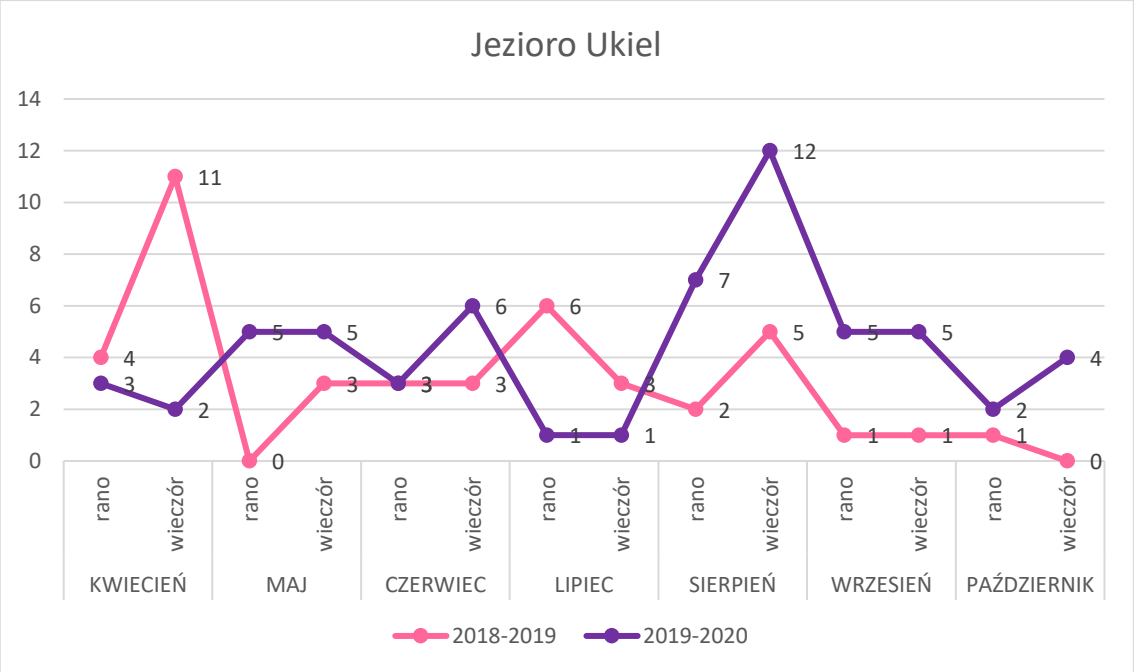
W pozostałych miesiącach odnotowano zgodność tendencji w zmianie liczby izolatów w obu sezonach badawczych w zależności od pory dnia (Ryc. 34).

Ponadto wykazano zmienne trendy w zmianie liczby izolatów pozyskiwanych z różnych głębokości, na przestrzeni obu sezonów badawczych (Ryc. 35):

- Kwiecień (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych z głębokości 10 cm; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskanych z głębokości 50 cm);

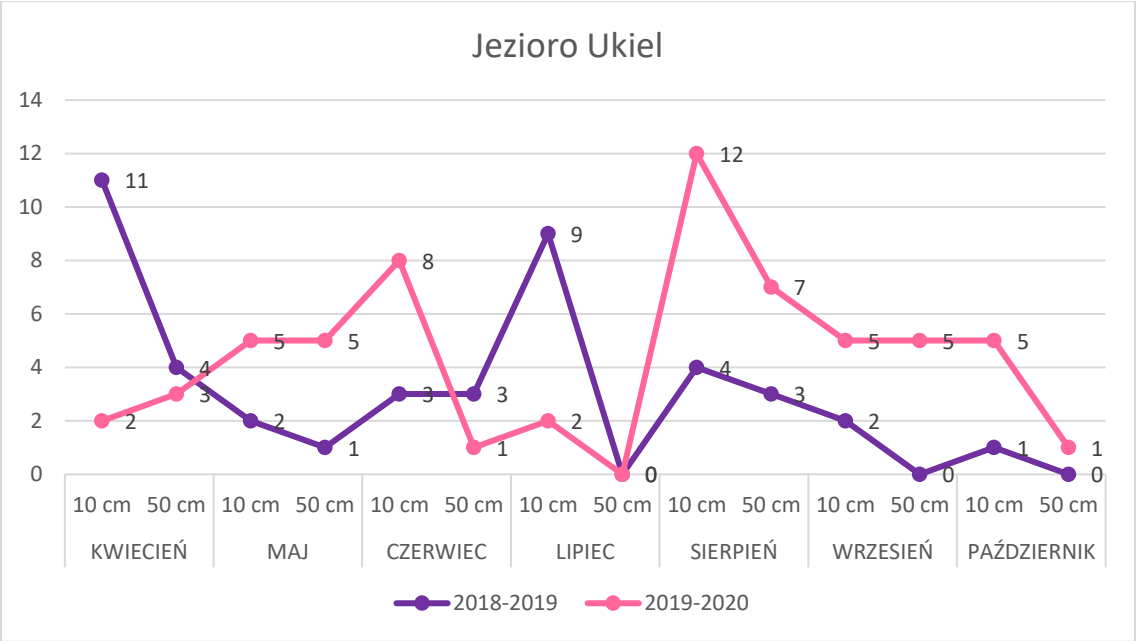
- Maj i wrzesień (2018-2019 – więcej izolatów pozyskanych z głębokości 10 cm; 2019-2020 – tyle samo izolatów pozyskanych z obu głębokości);
- Czerwiec (2018-2019 – tyle samo izolatów pozyskanych z obu głębokości; 2019-2020 – więcej izolatów pozyskanych z głębokości 10 cm);

W pozostałych miesiącach odnotowano zgodność tendencji w zmianie liczby izolatów w obu sezonach badawczych w zależności od głębokości, z której pobierano piasek (Ryc. 35).



Rycina 34. Liczba izolatów drożdży pozyskanych z plaż i boisk do siatkówki plażowej jeziora Ukiel z uwzględnieniem pór dnia, w odniesieniu do poszczególnych sezonów badawczych

Figure 34. Number of yeasts isolates obtained from beaches and beach volleyball courts in Lake Ukiel, taking into account the time of day, in relation to individual research seasons



Rycina 35. Liczba izolatów drożdży pozyskanych z plaż i boisk do siatkówki plażowej jeziora Ukiel z uwzględnieniem głębokości, w odniesieniu do poszczególnych sezonów badawczych

Figure 35. The number of yeasts isolates obtained from the beaches and beach volleyball courts of Lake Ukiel, taking into account the depth, in relation to individual research seasons

3.4. Boiska do siatkówki plażowej

Do badań wybrano boiska do siatkówki plażowej usytuowane w obrębie plaż nadzorowanych jezior Skanda i Ukiel (Tablica 4). W trakcie badań piasku z wyznaczonych boisk do siatkówki plażowej pozyskano łącznie 39 izolatów drożdży, co stanowiło 12.9% ogólnej puli izolatów. 9 spośród nich zaklasyfikowano do BSL-2 (23,1% izolatów z boisk). Biorąc pod uwagę poszczególne głębokości 20 izolatów (51,3% izolatów z boisk) wyizolowano z piasku z głębokości 10 cm, a 19 z głębokości 50 cm (48,7%) (Tab. 34, 35). Analizując rozkład na przestrzeni kolejnych sezonów badawczych 17 izolatów (w tym 6 BSL-2) pozyskano z boisk w sezonie 2018-2019 (43,6% izolatów z boisk), a 22 (3 BSL-2) w sezonie 2019-20 (56,4%) (Tab. 33, 34, 35).

Uwzględniając w analizie badane jeziora 19 izolatów pozyskano z boiska nad jeziorem Skanda (48,7% izolatów z boisk; 6,3% wszystkich izolatów), a 20 z boisk nad jeziorem Ukiel (51,3%; 6,6%) (Tab. 33, 34).

Szczegółowy udział na poszczególnych boiskach prezentował się następująco (Tab. 33, 35):

- boisko Skanda – 19 izolatów (48,7% izolatów z boisk)

- boisko Ukiel Miejska – 9 izolatów (23,1% izolatów z boisk)
- boisko Ukiel Omega – 8 izolatów (20,5% izolatów z boisk)
- boisko Ukiel Słoneczna Polana – 3 izolaty (7,7% izolatów z boisk)

Izolaty z boisk plaż nadzorowanych nad jeziorem Skanda i Ukiel stanowiły w sezonie 2018-2019 odpowiednio 46,2% i 30,6% ogólnej liczby izolatów pozyskanych z danej plaży nadzorowanej we wspomnianym sezonie. W przypadku prób piasku z sezonu 2019-2020 wartości te wyniosły 40,6% dla boiska jeziora Skanda i 17,0% w przypadku boisk jeziora Ukiel (Tab. 33).

Tabela 33. Liczba izolatów pozyskanych z plaż nadzorowanych i nienadzorowanych w obu sezonach badawczych
Table 33. Number of isolates obtained from supervised and unsupervised beaches in both research seasons

MIESIĄC	SKANDA				UKIEL			
	NADZOROWANA		NIENADZOROWANA		NADZOROWANE		NIENADZOROWANA	
	2018-2019	2019-2020	2018-2019	2019-2020	2018-2019	2019-2020	2018-2019	2019-2020
KWIECIEŃ	4(0b)	5(1b)	2(0b)	8(0b)	15(5b)	4(2b)	2(0b)	1(0b)
MAJ	0(0b)	8(3b)	6(0b)	1(0b)	3(2b)	10(1b)	0(0b)	0(0b)
CZERWIEC	2(1b)	5(3b)	3(0b)	5(0b)	3(0b)	8(1b)	3(0b)	1(0b)
LIPIEC	2(1b)	4(3b)	5(0b)	0(0b)	6(1b)	1(0b)	3(0b)	1(0b)
SIERPIEŃ	1(1b)	5(0b)	2(0b)	6(0b)	6(2b)	16(4b)	1(0b)	3(0b)
WRZESIEŃ	2(1b)	3(1b)	5(0b)	7(0b)	2(1b)	8(1b)	0(0b)	2(0b)
PAŹDZIERNIK	2(2b)	2(2b)	6(0b)	4(0b)	1(0b)	6(0b)	0(0b)	0(0b)
SUMA	13	32	29	31	36	53	9	8
LICZBA (b)	6	13	0	0	11	9	0	0
UDZIAŁ (b)	46.2%	40.6%	0.0%	0.0%	30.6%	17.0%	0.0%	0.0%

2018-2019 – oznaczenia sezonów badawczych
5(1b) – ogólna liczba izolatów z danej plaży (w tym liczba izolatów z boisk)
LICZBA (b) – liczba izolatów pozyskanych z piasku boisk danej plaży
UDZIAŁ (b) – udział procentowy izolatów pozyskanych z piasku boisk w ogólnej liczbie izolatów z danej plaży

Wśród izolatów pozyskanych z boisk wykazano 21 gatunków drożdży (31,9% ogólnej puli gatunków pozyskanych w badaniach), a 2 oznaczono tylko do rodzaju (Tab. 34, Ryc. 36). Z boisk do siatkówki plażowej najczęściej izolowano gatunki *Candida glabrata* (3 izolaty; 7,7%), *Cutaneotrichosporon moniliiforme* (4 izolaty; 10,3%) i *Schwanniomyces polymorphus* (7 izolatów; 17,9%). Nieco rzadziej izolowano gatunki *Cutaneotrichosporon jirovecii, Komagataella pastoris, Mycogloea nipponica, Saccharomycodes ludwigii* i *Schwanniomyces capriottii* (po 2 izolaty; 5,1%). Pozostałe gatunki izolowano pojedynczo (Ryc. 36, Tab. 34, Tablica 23). 5 izolatów należących do 5. Różnych gatunków oraz jeden izolat oznaczony do rodzaju stwierdzono wyłącznie w piasku boisk do siatkówki plażowej (15,4% izolatów z boisk; 2% wszystkich pozyskanych izolatów) (Tab. 36, Tablica 24).

Tabela 34. Gatunki izolowane z boisk do siatkówki plażowej
Table 34. Species isolated from beach volleyball courts

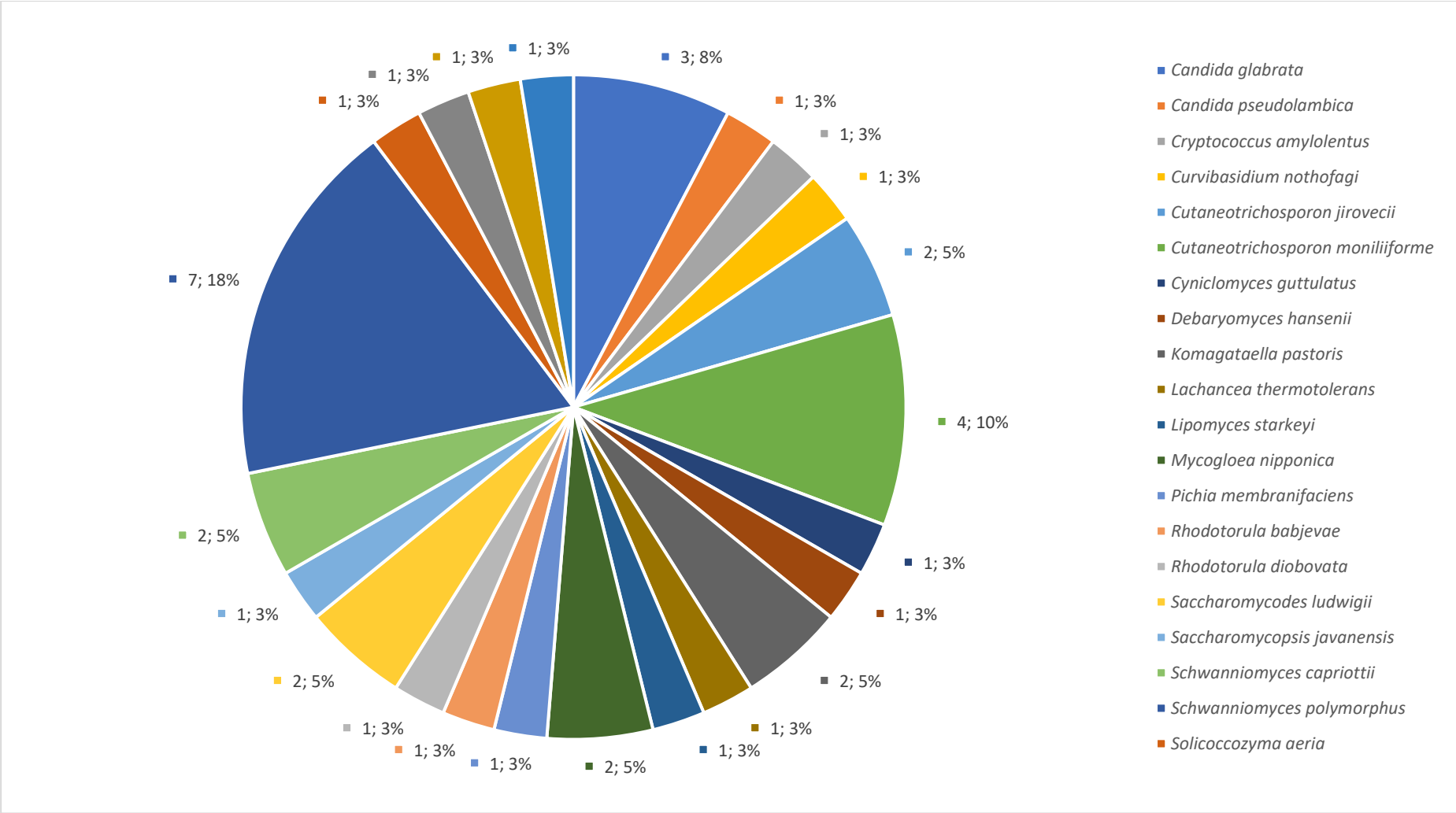
LP.	GATUNEK	b	S	U
1	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	3	1	2
2	***Candida pseudolambica*** M.T. Sm. & Poot 1989	1	1	0
3	***Cryptococcus amylolentus*** (Van der Walt, D.B. Scott & Klift) Golubev 1981	1	1	0
4	***Curvibasidium nothofagi*** (C. Ramírez & A.E. González) Haelew. & Aime 2021	1	1	0
5	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	2	1	1
6	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	4	0	4
7	***Cyniclomyces guttulatus*** (C.P. Robin) Van der Walt & D.B. Scott 1971	1	0	1
8	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	1	0	1
9	***Komagataella pastoris*** (Guillierm.) Y. Yamada, M. Matsuda, K. Maeda & Mikata 1995	2	2	0
10	***Lachancea thermotolerans*** (Filippov) Kurtzman 2003	1	0	1
11	***Lipomyces starkeyi*** Lodder & Kreger-van Rij 1952	1	0	1
12	***Mycogloea nipponica*** Bandoni 1998	2	0	2
13	***Pichia membranifaciens*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	1	0	1
14	***Rhodotorula babjevae*** (Golubev) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	1	0	1
15	***Rhodotorula diobovata*** (S.Y. Newell & I.L. Hunter) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	1	1	0
16	***Saccharomycodes ludwigii*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	2	2	0
17	***Saccharomycopsis javanensis*** (Klöcker) Kurtzman & Robnett 1995	1	1	0
18	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010	2	1	1
19	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	7	6	1
20	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	1	1	0
21	***Torulaspora globosa*** (Klöcker) Van der Walt & Johannsen 1975	1	0	1
22	***Dipodascus* sp.**	1	0	1
23	***Lipomyces* sp.**	1	0	1

Candida glabrata – gatunki zaklasyfikowane do 2. poziomu biobezpieczeństwa (BSL-2)
b – ogólna liczba izolatów pozyskanych z piasku boisk
S – liczba izolatów pozyskanych z piasku boiska na plaży jeziora Skanda
U – liczba izolatów pozyskanych z piasku boisk na plażach jeziora Ukiel

Tabela 35. Występowanie gatunków na badanych boiskach do siatkówki plażowej w odniesieniu do poszczególnych sezonów badawczych
Table 35. Occurrence of species in the studied beach volleyball courts in relation to particular research seasons

MIESIĄC	SEZON	SKANDA (N)	UKIEL MIEJSKA (N)	UKIEL OMEGA (N)	UKIEL SŁONCZNA POLANA (N)
KWIECIEŃ	2018-2019		*Cyniclomyces guttulatus (50)*	*Cutaneotrichosporon jirovecii (10);* *Lachancea thermotolerans (10)*	*Cutaneotrichosporon moniliiforme (10);* *Schwanniomyces capriottii (10)*
	2019-2020	*Candida glabrata (50);* *Cryptococcus amylolentus (50);* *Rhodotorula diobovata (10);* *Saccharomycodes ludwigii (50)*		*Lipomyces starkeyi (50);* *Mycogloea nipponica (50)*	
MAJ	2018-2019		*Candida glabrata (50);* *Cutaneotrichosporon moniliiforme (10)*	*Mycogloea nipponica (50)*	
	2019-2020				
CZERWIEC	2018-2019	*Cutaneotrichosporon jirovecii (50)*			
	2019-2020	*Curvibasidium nothofagi (50);* *Saccharomycodes ludwigii (10);* *Saccharomycopsis javanensis (50)*		*Schwanniomyces polymorphus (10)*	
LIPIEC	2018-2019	*Schwanniomyces polymorphus (50)*		*Rhodotorula babjevae (10)*	
	2019-2020	*Schwanniomyces polymorphus (10);* *Schwanniomyces polymorphus (50);* *Solicoccozyma aeria (10)*			
SIERPIEŃ	2018-2019			*Torulaspora globosa (10)*	*Cutaneotrichosporon moniliiforme (10)*
	2019-2020	*Schwanniomyces polymorphus (50)*	*Candida glabrata (10);* *Cutaneotrichosporon moniliiforme (10);* *Debaryomyces hansenii (10);* *Dipodascus* sp. *(10)*		
WRZESIEŃ	2018-2019	*Schwanniomyces capriottii (10)*	*Lipomyces* sp. *(10)*		
	2019-2020	*Candida pseudolambica (10)*	*Pichia membranifaciens (50)*		
PAŹDZIERNIK	2018-2019	*Schwanniomyces polymorphus (50);* *Schwanniomyces polymorphus (50)*			
	2019-2020	*Komagataella pastoris (50);* *Komagataella pastoris (50)*			

Candida glabrata – gatunki zaklasyfikowane do 2. poziomu biobezpieczeństwa (BSL-2)
N – boisko na plaży nadzorowanej
(50) – głębokość pobierania próby piasku, z której pozyskano izolat [cm]



Rycina 36. Drożdże wyizolowane z boisk do siatkówki plażowej
Figure 36. Species isolated from beach volleyball courts

Tabela 36. Gatunki izolowane wyłącznie z boisk do siatkówki plażowej (Tablica 24)
Table 36. Species isolated only from beach volleyball courts (Board 24)

LP.	GATUNEK	b	S	U
11	***Curvibasidium nothofagi*** (C. Ramírez & A.E. González) Haelew. & Aime 2021	1	1	0
27	***Lachancea thermotolerans*** (Filippov) Kurtzman 2003	1	0	1
30	***Lipomyces starkeyi*** Lodder & Kreger-van Rij 1952	1	0	1
46	***Rhodotorula babjevae*** (Golubev) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	1	0	1
52	***Saccharomycopsis javanensis*** (Klöcker) Kurtzman & Robnett 1995	1	1	0
72	***Lipomyces* sp.**	1	0	1

b – ogólna liczba izolatów pozyskanych z piasku boisk
S – liczba izolatów pozyskanych z piasku boiska na plaży jeziora Skanda
U – liczba izolatów pozyskanych z piasku boisk na plażach jeziora Ukiel

3.5. Analiza struktury ilościowej populacji drożdży w piasku badanych plaż i boisk

Zgodnie z metodami szacowania liczebności populacji drożdży przyjętymi w badaniach liczba żywych komórek w badanej próbce jest taka sama jak liczba obserwowanych (wyrosłych) kolonii (jtk – jednostki koloniotwórcze). Dokonano zliczenia liczby żywych komórek poszczególnych szczepów a uzyskane dane zestawiono w formie tabelarycznej (Zał. 14). Na podstawie otrzymanych wartości wyliczono (Zał. 14):

- średnią liczbę drożdży w 1 g (1 cm^3) piasku w każdym miesiącu sezonu
- średnią liczbę drożdży w 1 g (1 cm^3) piasku z plaż i boisk danego jeziora w każdym miesiącu sezonu
- średnią liczbę drożdży w 1 g (1 cm^3) piasku z określonej głębokości plaż i boisk danego jeziora w każdym miesiącu sezonu

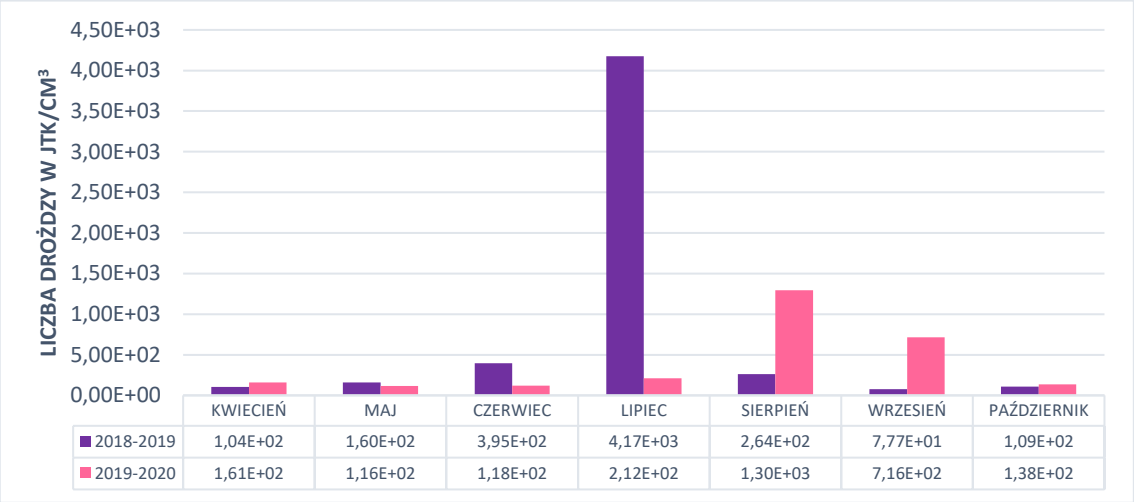
Średnio niemal dwukrotnie więcej żywych komórek drożdży wyizolowano w sezonie 2018-2019 (7,55 $x10^2$ jtk/g), w odniesieniu do sezonu 2019-2020 (3,94 $x10^2$ jtk/g). Wahania średniej liczby drożdży w 1 g piasku wyniosły (Ryc. 37):

- w sezonie 2018-2019 od 7,77$x10^1$ jtk/g we wrześniu do 4,17 $x10^3$ jtk/g w lipcu
- w sezonie 2019-2020 od 1,16$x10^2$ jtk/g w maju do 1,30 $x10^3$ jtk/g w sierpniu

Najwięcej żywych komórek drożdży stwierdzono w próbach piasku pobranych w lipcu 2018-2019 (4,17 $x10^3$ jtk/g), sierpniu i wrześniu 2019-2020 (odpowiednio

1,30 x10^3 jtk/g i 7,30 x10^2 jtk/g). Najmniej w próbkach pobranych w kwietniu, wrześniu i październiku 2018-2019 (1,04 x10^2 jtk/g, 7,77 x10^1 jtk/g i 1,09 x10^2 jtk/g) (Ryc. 37).

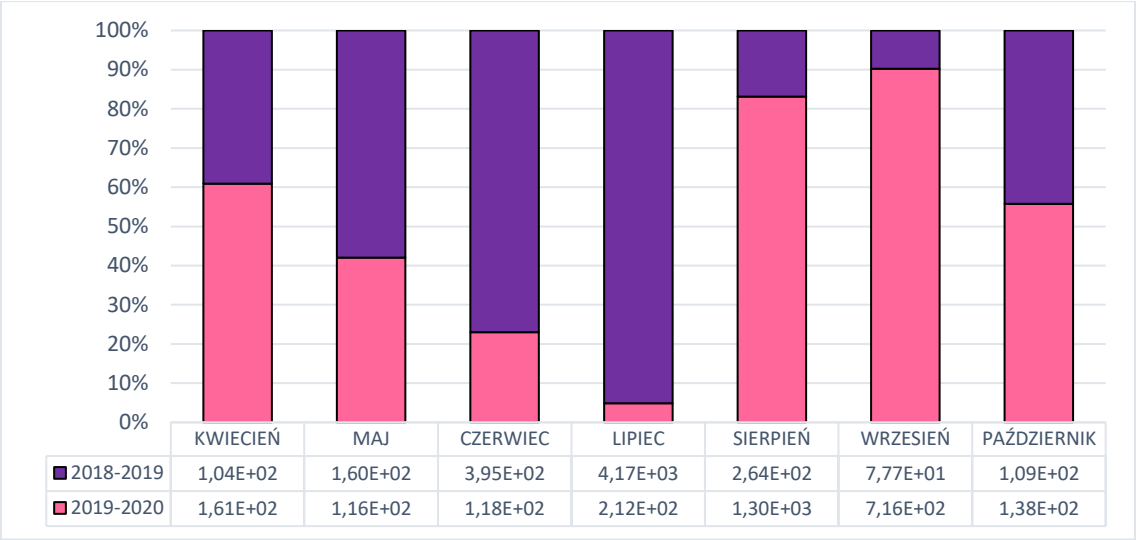
W sezonie 2018-2019, w odniesieniu do sezonu 2019-2020, średnio więcej żywych komórek drożdży izolowano w miesiącach maj, czerwiec i lipiec. W tym ostatnim liczba żywych komórek drożdży była o rząd wielkości wyższa, niż w sezonie 2019-2020. W kwietniu, sierpniu, wrześniu i październiku zaobserwowano odwrotny trend. W sierpniu i wrześniu sezonu 2019-2020 liczba żywych komórek była o rząd wielkości wyższa, w stosunku do odpowiadającego okresu sezonu 2019-2020 (Ryc. 37).



	KWIECIEŃ	MAJ	CZERWIEC	LIPIEC	SIERPIEŃ	WRZESIEŃ	PAŹDZIERNIK
2018-2019	1,04E+02	1,60E+02	3,95E+02	4,17E+03	2,64E+02	7,77E+01	1,09E+02
2019-2020	1,61E+02	1,16E+02	1,18E+02	2,12E+02	1,30E+03	7,16E+02	1,38E+02

Rycina 37. Miesięczna, średnia liczba drożdży w 1 cm^3 piasku
Figure 37. The monthly average number of yeasts in cm^3 of sand

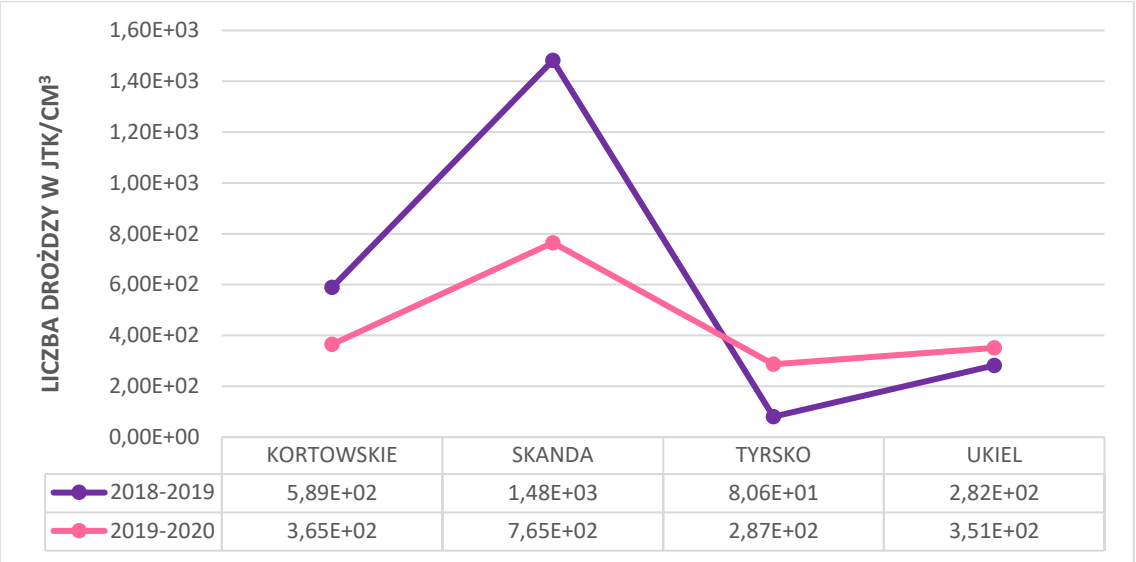
Analizując udział średniej liczby żywych komórek drożdży w poszczególnych miesiącach danego sezonu w kontekście ogólnej liczby drożdży w 1 g gleby w danym miesiącu stwierdzono, że liczba żywych komórek drożdży w sezonie 2018-2019 stanowiła około: 39% ogólnej liczby żywych komórek drożdży w kwietniu, 58% maju, 77% w czerwcu, 95% w lipcu, 17% w sierpniu, 10% we wrześniu i 44% w październiku (Ryc. 38).



Rycina 38. Udział procentowy miesięcznej, średniej liczby drożdży w 1 cm^3 piasku z danego sezonu w ogólnej średniej liczbie drożdży z danego miesiąca
Figure 38. Percentage of the monthly average number of yeast in 1 cm3 of sand for a given season in the total average number of yeast for a given month

Dokonano porównania średniej liczby żywych komórek drożdży pomiędzy poszczególnymi jeziorami w obu sezonach badawczych (Ryc. 39). Zarówno w sezonie 2018-2019, jak i 2019-2020 największą średnią liczbę żywych komórek w 1 g piasku odnotowano w Jeziorze Skanda, a najmniejszą w jeziorze Tyrsko. W obu sezonach obliczenia wskazały również w obu sezonach na większa, średnią liczbę żywych komórek w jeziorze Kortowskim, w porównaniu do jeziora Ukiel (zbieżne linie trendu w obu sezonach) (Ryc. 39).

W sezonie 2018-2019 stwierdzono większą średnią liczbę żywych komórek w jeziorach Kortowskie i Skanda i mniejszą w jeziorach Tyrsko i Ukiel w odniesieniu do sezonu 2019-2020 (Ryc. 39).



	KORTOWSKIE	SKANDA	TYRSKO	UKIEL
2018-2019	5,89E+02	1,48E+03	8,06E+01	2,82E+02
2019-2020	3,65E+02	7,65E+02	2,87E+02	3,51E+02

Rycina 39. Średnia liczba żywych komórek drożdży w 1 g piasku poszczególnych jezior na przestrzeni obu sezonów badawczych
Figure 39. Average number of live yeast cells in 1 g of sand in individual lakes during both research seasons

Analizując rozkład średniej liczby żywych komórek drożdży w jeziorach na przestrzeni poszczególnych miesięcy sezonów badawczych poczyniono następujące obserwacje:

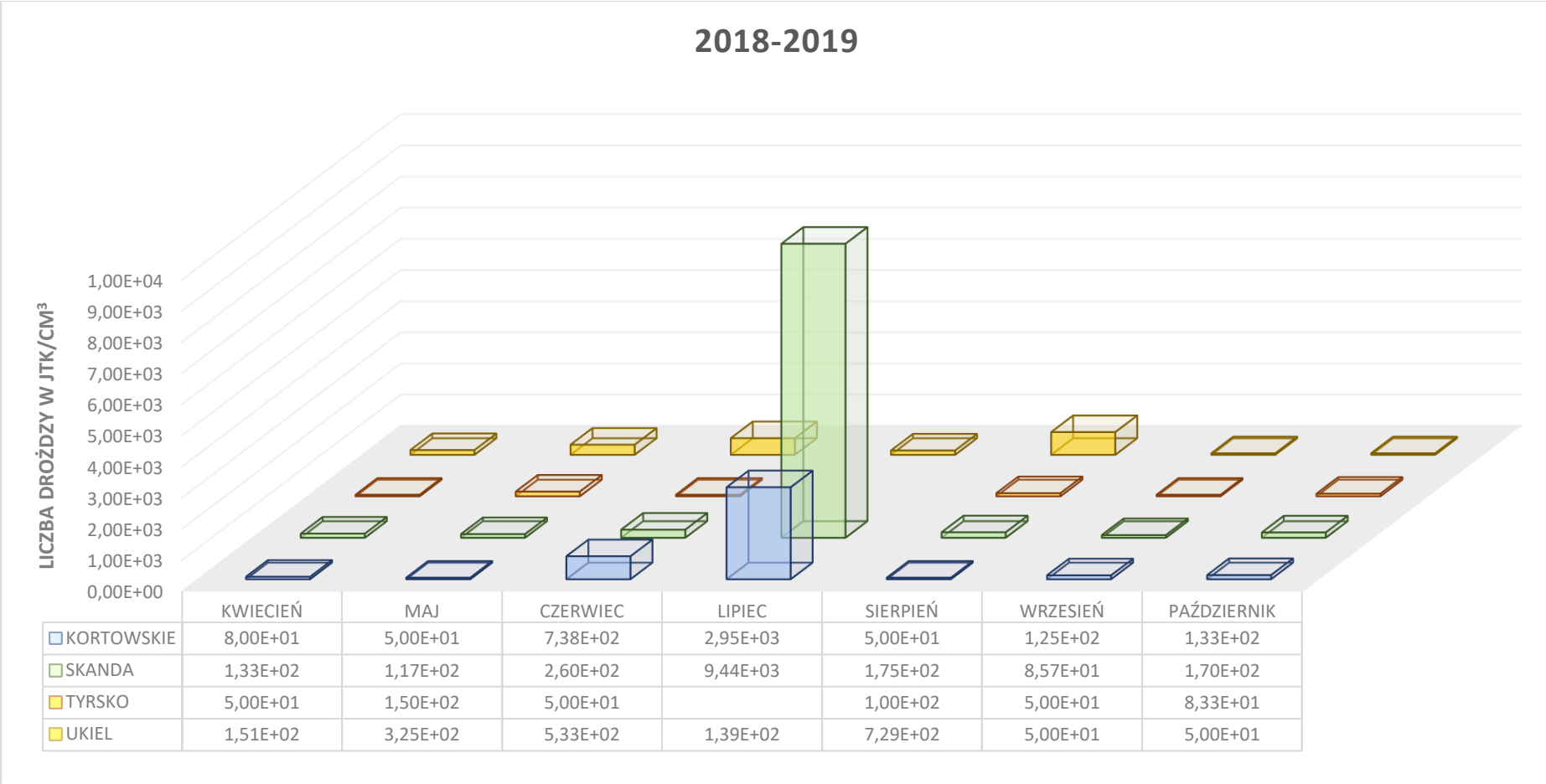
- **sezon 2018-2019**

Największą średnią liczbę żywych komórek drożdży odnotowano w lipcu w piasku jeziora Skanda (9,44 x10^3 jtk/g) i Kortowskie (2,95 x10^3 jtk/g), czerwcu – jezioro Kortowskie (7,38 x10^2 jtk/g) i sierpniu w piasku plaż jeziora Ukiel (7,29 x10^2 jtk/g). W lipcu nie pozyskano żadnych izolatów z jeziora Tyrsko (Ryc. 40).

Na przestrzeni kolejnych miesięcy dokonano następujących obserwacji (Ryc. 40):

- kwiecień - największa średnia liczba żywych komórek w 1 g piasku - Ukiel (1,51 x10^2 jtk/g), najmniejsza - Tyrsko (5,00 x10^1 jtk/g);
- maj - największa średnia liczba żywych komórek w 1 g piasku - Ukiel (3,25 x10^2 jtk/g), najmniejsza - Kortowskie (5,00 x10^1 jtk/g);
- czerwiec - największa średnia liczba żywych komórek w 1 g piasku - Kortowskie (7,38 x10^2 jtk/g), najmniejsza - Tyrsko (5,00 x10^1 jtk/g);
- Lipiec - największa średnia liczba żywych komórek w 1 g piasku - Skanda (9,44 x10^3 jtk/g), najmniejsza - Tyrsko (brak izolatów);
- Sierpień - największa średnia liczba żywych komórek w 1 g piasku - Ukiel (7,29 x10^2 jtk/g), najmniejsza - Kortowskie (5,00 x10^1 jtk/g);

- Wrzesień - największa średnia liczba żywych komórek w 1 g piasku - Kortowskie (1,25 x10^2 jtk/g), najmniejsza - Tyrsko i Ukiel (5,00 x10^1 jtk/g);
- Październik - największa średnia liczba żywych komórek w 1 g piasku - Skanda (1,70 x10^2 jtk/g), najmniejsza - Ukiel (5,00 x10^1 jtk/g)

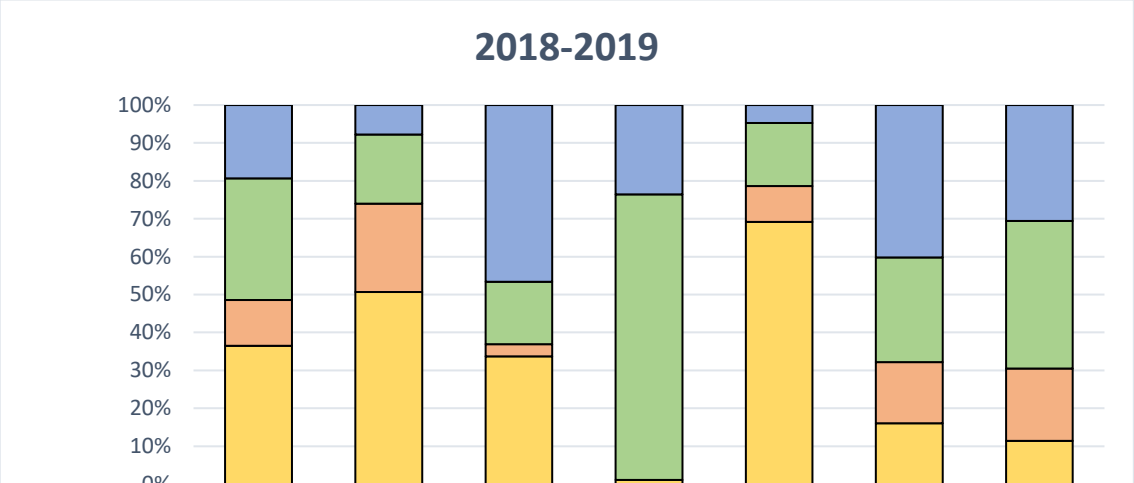


	KWIECIEŃ	MAJ	CZERWIEC	LIPIEC	SIERPIEŃ	WRZESIEŃ	PAŹDZIERNIK
KORTOWSKIE	8,00E+01	5,00E+01	7,38E+02	2,95E+03	5,00E+01	1,25E+02	1,33E+02
SKANDA	1,33E+02	1,17E+02	2,60E+02	9,44E+03	1,75E+02	8,57E+01	1,70E+02
TYRSKO	5,00E+01	1,50E+02	5,00E+01		1,00E+02	5,00E+01	8,33E+01
UKIEL	1,51E+02	3,25E+02	5,33E+02	1,39E+02	7,29E+02	5,00E+01	5,00E+01

Rycina 40. Średnia liczba żywych komórek drożdży w 1 g piasku poszczególnych jezior w sezonie 2018-2019
Figure 40. The average number of live yeast cells in 1 g of sand in individual lakes in the 2018-2019 season

Zaobserwowano, że liczba żywych komórek drożdży z danego jeziora stanowi następujący procent ogólnej liczby żywych komórek w danym miesiącu (Ryc. 41):

- kwiecień: Kortowskie (ok. 19%), Skanda (ok. 32%), Tyrsko (ok. 12%) i Ukiel (37%)
- maj: Kortowskie (ok. 8%), Skanda (ok. 18%), Tyrsko (ok. 23%) i Ukiel (51%)
- czerwiec: Kortowskie (ok. 47%), Skanda (ok. 16%), Tyrsko (ok. 3%) i Ukiel (34%)
- lipiec: Kortowskie (ok. 24%), Skanda (ok. 75%) i Ukiel (1%)
- sierpień: Kortowskie (ok. 5%), Skanda (ok. 17%), Tyrsko (ok. 9%) i Ukiel (69%)
- wrzesień: Kortowskie (ok. 40%), Skanda (ok. 28%), Tyrsko (ok. 16%) i Ukiel (36%)
- październik: Kortowskie (ok. 31%), Skanda (ok. 39%), Tyrsko (ok. 19%) i Ukiel (11%)



	KWIECIEŃ	MAJ	CZERWIEC	LIPIEC	SIERPIEŃ	WRZESIEŃ	PAŹDZIERNIK
KORTOWSKIE	8,00E+01	5,00E+01	7,38E+02	2,95E+03	5,00E+01	1,25E+02	1,33E+02
SKANDA	1,33E+02	1,17E+02	2,60E+02	9,44E+03	1,75E+02	8,57E+01	1,70E+02
TYRSKO	5,00E+01	1,50E+02	5,00E+01		1,00E+02	5,00E+01	8,33E+01
UKIEL	1,51E+02	3,25E+02	5,33E+02	1,39E+02	7,29E+02	5,00E+01	5,00E+01

Rycina 41. Udział procentowy średniej liczby żywych komórek drożdży w 1 g piasku poszczególnych jezior w ogólnej średniej liczbie drożdży w danym miesiącu sezonu 2018-2019

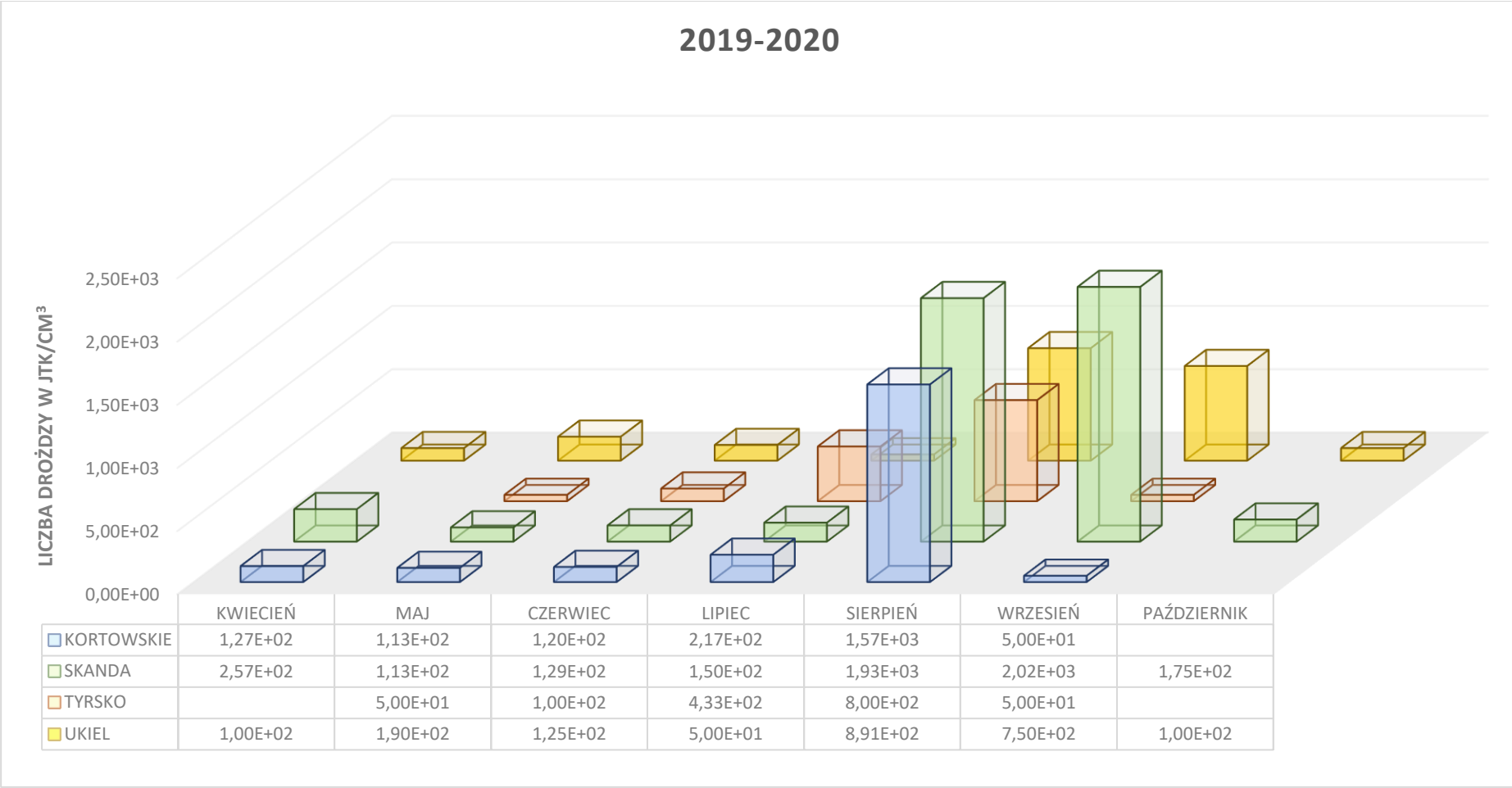
Figure 41. The percentage of the average number of live yeast cells in 1 g of sand of individual lakes in the total average number of yeast in a given month of the 2018-2019 season

- **sezon 2019-2020**

Największą średnią liczbę żywych komórek drożdży stwierdzono we wrześniu w piasku jeziora Skanda (2,02 $x10^3$ jtk/g) oraz sierpniu – jezioro Skanda (1,93 $x10^3$ jtk/g), Kortowskie (1,57 $x10^3$ jtk/g), Ukiel (8,91$x10^2$ jtk/g) i Tyrsko (8,00 $x10^2$ jtk/g). W kwietniu nie pozyskano żadnych izolatów z jeziora Tyrsko, a w październiku z jezior Kortowskie i Tyrsko (Ryc. 42).

Na przestrzeni kolejnych miesięcy dokonano następujących obserwacji (Ryc. 42):

- kwiecień - największa średnia liczba żywych komórek w 1 g piasku - Skanda (2,57 $x10^2$ jtk/g), najmniejsza - Tyrsko (brak izolatów);
- maj - największa średnia liczba żywych komórek w 1 g piasku - Ukiel (1,90 $x10^2$ jtk/g), najmniejsza - Tyrsko (5,00 $x10^1$ jtk/g);
- czerwiec - największa średnia liczba żywych komórek w 1 g piasku - Skanda (1,29 $x10^2$ jtk/g), najmniejsza - Tyrsko (1,00 $x10^2$ jtk/g);
- Lipiec - największa średnia liczba żywych komórek w 1 g piasku - Tyrsko (4,33 $x10^3$ jtk/g), najmniejsza - Ukiel (5,00 $x10^1$ jtk/g);
- Sierpień - największa średnia liczba żywych komórek w 1 g piasku - Skanda (1,93 $x10^3$ jtk/g), najmniejsza - Tyrsko (8,00 $x10^2$ jtk/g);
- Wrzesień - największa średnia liczba żywych komórek w 1 g piasku - Skanda (2,02 $x10^3$ jtk/g), najmniejsza - Kortowskie i Tyrsko (5,00 $x10^1$ jtk/g);
- Październik - największa średnia liczba żywych komórek w 1 g piasku - Skanda (1,75 $x10^2$ jtk/g), najmniejsza – kortowskie i Tyrsko (brak izolatów).

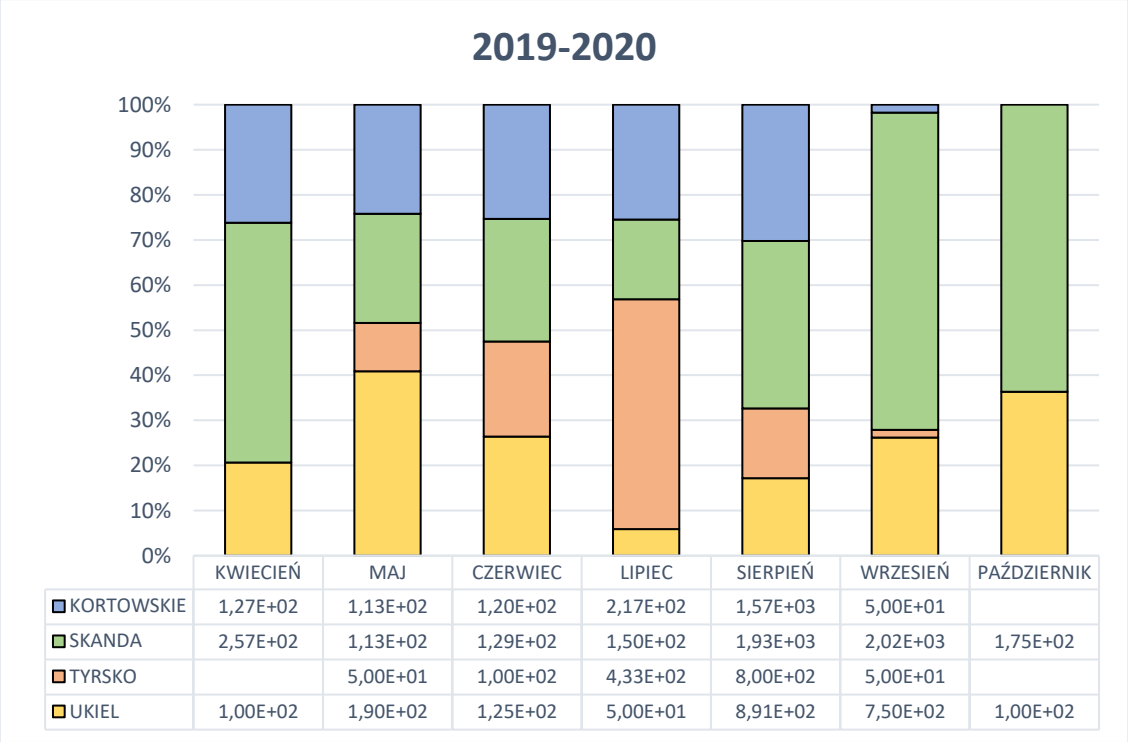


	KWIECIEŃ	MAJ	CZERWIEC	LIPIEC	SIERPIEŃ	WRZESIEŃ	PAŹDZIERNIK
KORTOWSKIE	1,27E+02	1,13E+02	1,20E+02	2,17E+02	1,57E+03	5,00E+01	
SKANDA	2,57E+02	1,13E+02	1,29E+02	1,50E+02	1,93E+03	2,02E+03	1,75E+02
TYRSKO		5,00E+01	1,00E+02	4,33E+02	8,00E+02	5,00E+01	
UKIEL	1,00E+02	1,90E+02	1,25E+02	5,00E+01	8,91E+02	7,50E+02	1,00E+02

Rycina 42. Średnia liczba żywych komórek drożdży w 1 g piasku poszczególnych jezior w sezonie 2019-2020
Figure 42. The average number of live yeast cells in 1 g of sand in individual lakes in the 2019-2020 season

Zaobserwowano, że liczba żywych komórek drożdży z danego jeziora stanowi następujący procent ogólnej liczby żywych komórek w danym miesiącu (Ryc. 43):

- kwiecień: Kortowskie (ok. 27%), Skanda (ok. 52%) i Ukiel (21%)
- maj: Kortowskie (ok. 24%), Skanda (ok. 24%), Tyrsko (ok. 11%) i Ukiel (41%)
- czerwiec: Kortowskie (ok. 25,3%), Skanda (ok. 27,2%), Tyrsko (ok. 21,1%) i Ukiel (26,4%)
- lipiec: Kortowskie (ok. 25%), Skanda (ok. 18%), Tyrsko (ok. 51%) i Ukiel (6%)
- sierpień: Kortowskie (ok. 30%), Skanda (ok. 37%), Tyrsko (ok. 16%) i Ukiel (17%)
- wrzesień: Kortowskie (ok. 2%), Skanda (ok. 70%), Tyrsko (ok. 2%) i Ukiel (26%) 2852
- październik: Skanda (ok. 64%) i Ukiel (36%)



	KWIECIEŃ	MAJ	CZERWIEC	LIPIEC	SIERPIEŃ	WRZESIEŃ	PAŹDZIERNIK
KORTOWSKIE	1,27E+02	1,13E+02	1,20E+02	2,17E+02	1,57E+03	5,00E+01	
SKANDA	2,57E+02	1,13E+02	1,29E+02	1,50E+02	1,93E+03	2,02E+03	1,75E+02
TYRSKO		5,00E+01	1,00E+02	4,33E+02	8,00E+02	5,00E+01	
UKIEL	1,00E+02	1,90E+02	1,25E+02	5,00E+01	8,91E+02	7,50E+02	1,00E+02

Rycina 43. Udział procentowy średniej liczby żywych komórek drożdży w 1 g piasku poszczególnych jezior w ogólnej średniej liczbie drożdży w danym miesiącu sezonu 2019-2020

Figure 43. The percentage of the average number of live yeast cells in 1 g of sand of individual lakes in the total average number of yeast in a given month of the 2018-2020 season

3.6. Wyniki analiz statystycznych

Dokonano porównania obu sezonów badawczych na podstawie liczby pozyskanych izolatów w poszczególnych miesiącach danego sezonu. Do analizy wykorzystano nieparametryczny test U Manna-Witneya. Nie wykazano istotnych statystycznie różnic w liczbie izolatów pomiędzy poszczególnymi sezonami badawczymi (p=0,2831)

Zbadano czy różnice w liczbie izolatów oraz koncentracji szczepów pomiędzy poszczególnymi miesiącami są istotne statystycznie. Różnice w liczbie izolatów sprawdzono nieparametrycznym testem Kruskala-Wallisa H (jednoczynnikowa analiza ANOVA na rangach), a koncentracji szczepów test one-way ANOVA (jednoczynnikowa analiza wariancji). Różnice w liczbie izolatów pomiędzy poszczególnymi miesiącami nie były istotne statystycznie (p=0,7870), w odróżnieniu od koncentracji szczepów (p=0,0300). W przypadku koncentracji szczepów wykonano analizę post hoc testem b Tukeya i określono, że istotne statystycznie różnice w koncentracji szczepów wystąpiły między kwietniem i lipcem (uwzględniono dane liczbowe ze wszystkich plaż, w obu sezonach badawczych).

W celu wykazania różnic pomiędzy strukturą mykologiczną piasku plaż poszczególnych jezior porównano liczbę izolatów i koncentrację szczepów w danym miesiącu we wszystkich badanych jeziorach. Do analizy wykorzystano test Kruskala-Wallisa H. W obu przypadkach nie wykazano różnic istotnych statystycznie:

- Porównanie liczby izolatów w danym miesiącu we wszystkich badanych jeziorach:
  - Kwiecień (p=0,2267)
  - Maj (p=0,1832)
  - Czerwiec (p=0,2563)
  - Lipiec (p=0,8889)
  - Sierpień (p=0,2381)
  - Wrzesień (p=0,2175)
  - Październik (p=0,2424)
- Porównanie koncentracji szczepów w danym miesiącu we wszystkich badanych jeziorach:
  - Kwiecień (p=0,1386)
  - Maj (p=0,1991)

- Czerwiec (p=0,2615)
- Lipiec (p=0,3666)
- Sierpień (p=0,8415)
- Wrzesień (p=0,3803)
- Październik (p=0,2267)

Do określenia istotności różnic w liczbie izolatów i koncentracji szczepów pomiędzy badanymi głębokościami (w trakcie obu sezonów badawczych) zastosowano test Kruskala-Wallisa H. Nie wykazano różnic istotnych statystycznie w liczbie izolatów (p=0,0927), jak i koncentracji szczepów (p=0,6744) pomiędzy badanymi głębokościami. Identyczną metodą porównano poszczególne pory dnia i plaże nadzorowane z nienadzorowanymi. Różnice w liczbie izolatów (p=1,0000) i koncentracji szczepów (p=0,8722) między próbami pobieranymi rano i wieczorem nie były istotne statystycznie. Podobne obserwacje poczyniono w przypadku plaż nadzorowanych i nienadzorowanych (liczba izolatów – p=0,7065; koncentracja szczepów – p=0,6121).

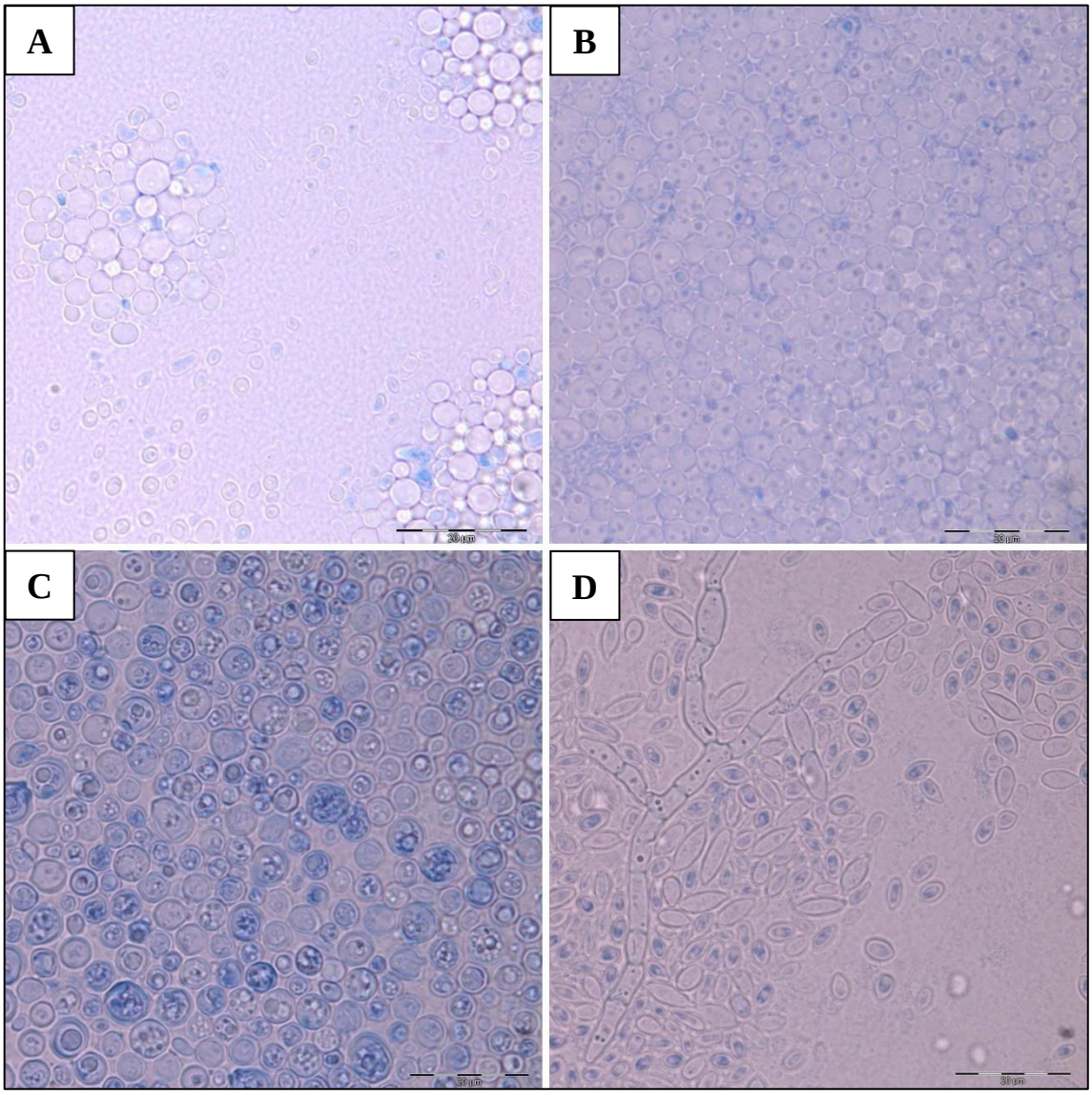
Analizę statystyczną przeprowadzono także do oceny wpływu parametrów meteorologicznych (temperatura, wilgotność, indeks UV) na liczbę izolatów i koncentrację drożdży w piasku pozyskanym w poszczególnych miesiącach sezonu badawczego. W tym celu wykorzystano współczynnik korelacji rang Spearmana, który wykazał istotny statystycznie wpływ temperatury powietrza na średnią koncentrację szczepów w piasku (p=0,0210) (Tab. 37). Nie odnotowano podobnej zależności między temperaturą powietrza i liczbą pozyskanych izolatów (p=0,1355). Nie stwierdzono istotnych statystycznie różnic w liczbie izolatów i koncentracji szczepów w zależności od wartości pozostałych parametrów meteorologicznych (Tab. 37).

Tabela 37. Statystyczna zależność liczby izolatów i koncentracji szczepów od parametrów meteorologicznych (współczynnik korelacji rang Spearmana)
Table 37. Statistical dependence of the number of isolates and strain concentration on meteorological parameters (Spearman rank correlation coefficient)

Parametr	Liczba izolatów	Średnia koncentracja szczepów
Temperatura	Nie zależy od temperatury (R=0,2991; p=0,1355)	Zależy od temperatury (R=0,4339; p=0,0210)
Wilgotność powietrza	Nie zależy od wilgotności powietrza (R=-0,0837; p=0,6716)	Nie zależy od wilgotności powietrza (R=-0,0766; p=0,6984)
Indeks UV	Nie zależy od indeksu UV (R=0,1056; p=0,5926)	Nie zależy od indeksu UV (R=0,3396; p=0,0770)

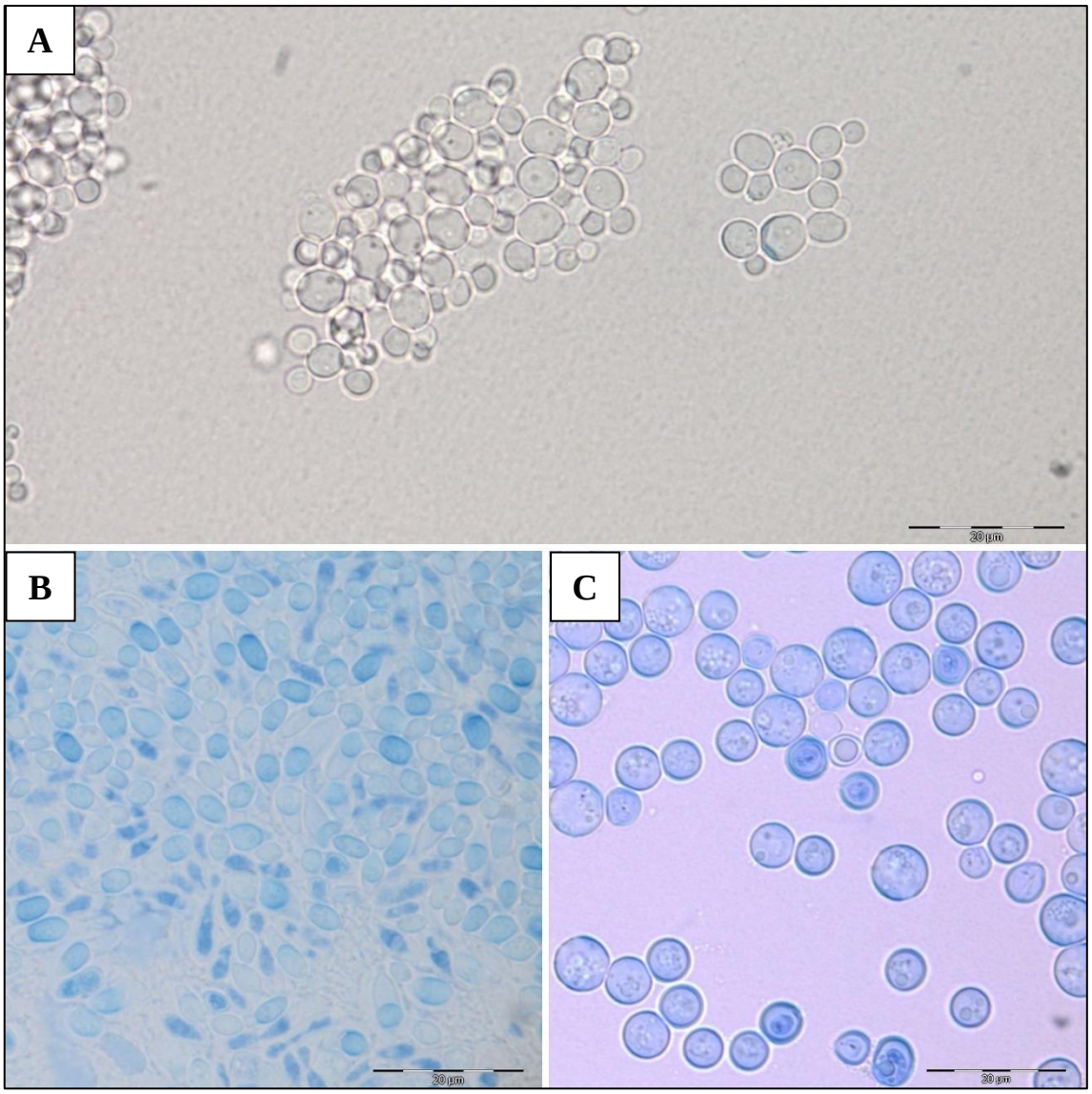
Zależy od temperatury – czerwonym kolorem oznaczono wyniki istotne statystycznie (p<0,05)

3.7. Tablice

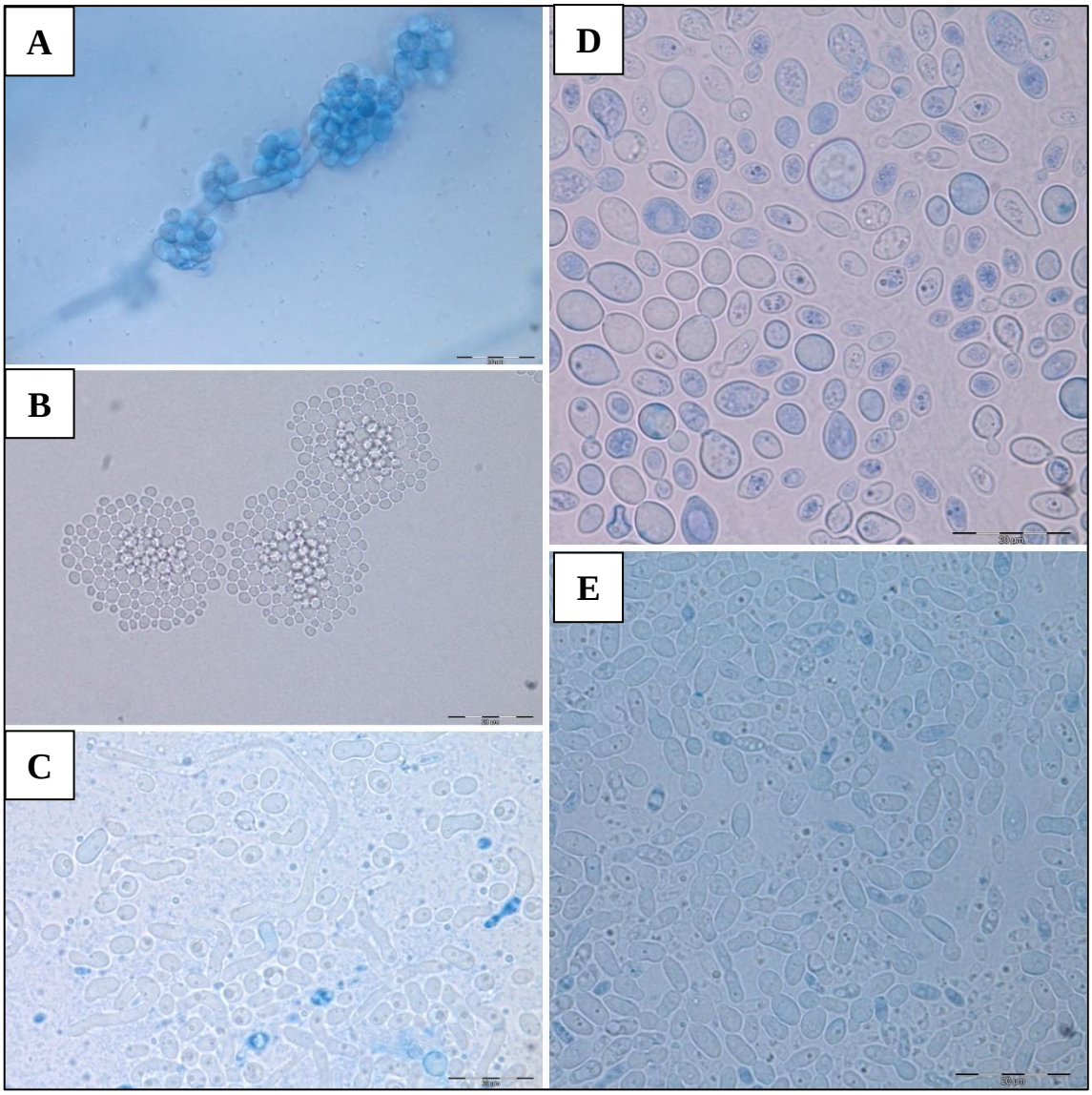


Tablica 5A. Najczęściej izolowane gatunki **A** – *Barnettozyma californica* 1000x; **B** – *Candida glabrata* 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x

Board 5A. Most often isolated species **A** – *Barnettozyma californica* 1000x; **B** – *Candida glabrata* 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x

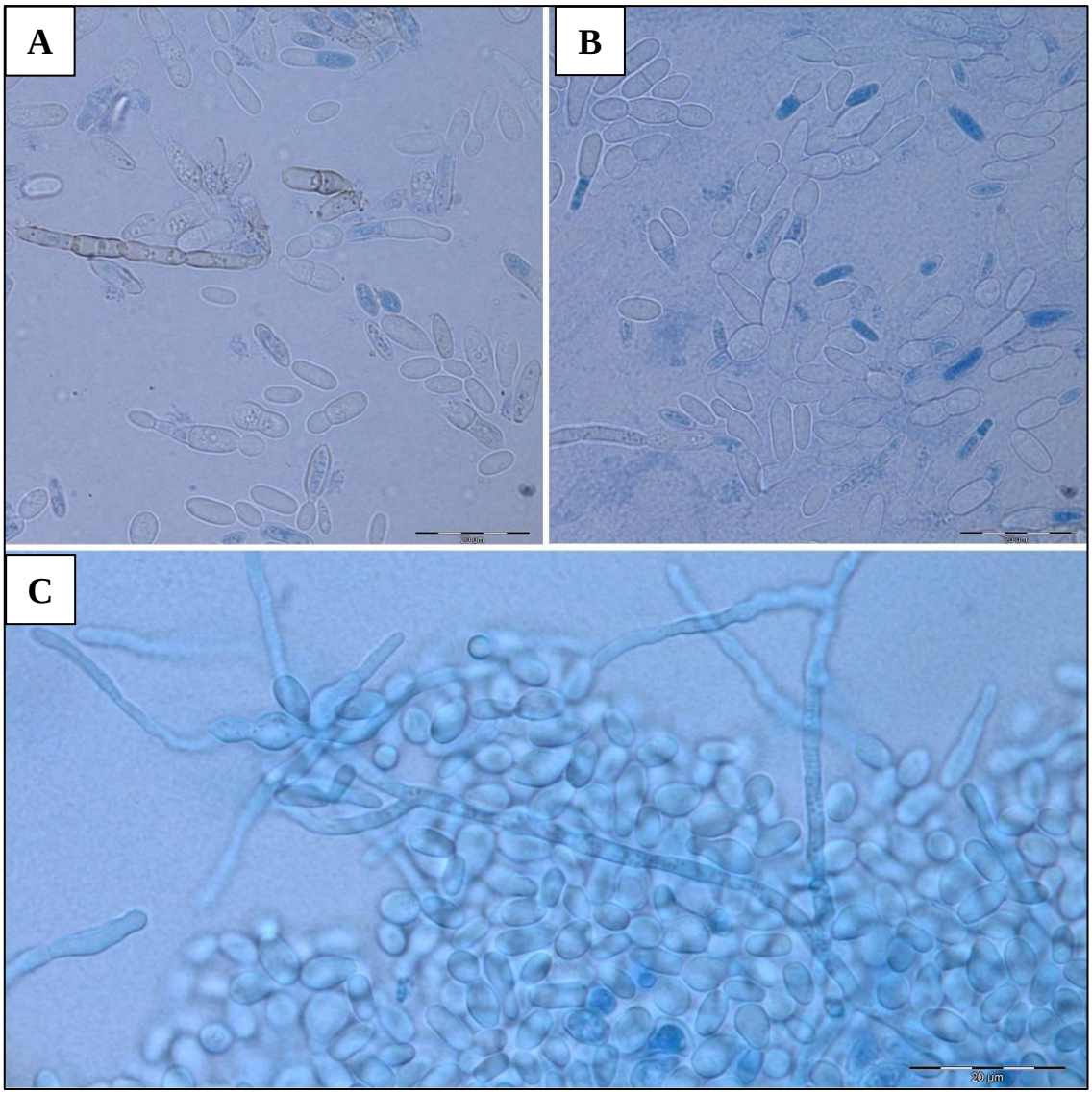


Tablica 5B. Najczęściej izolowane gatunki **A** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **B** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; **C** – *Solicoccozyma aeria* 1000x;
Board 5B. Most often isolated species **A** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **B** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; **C** – *Solicoccozyma aeria* 1000x

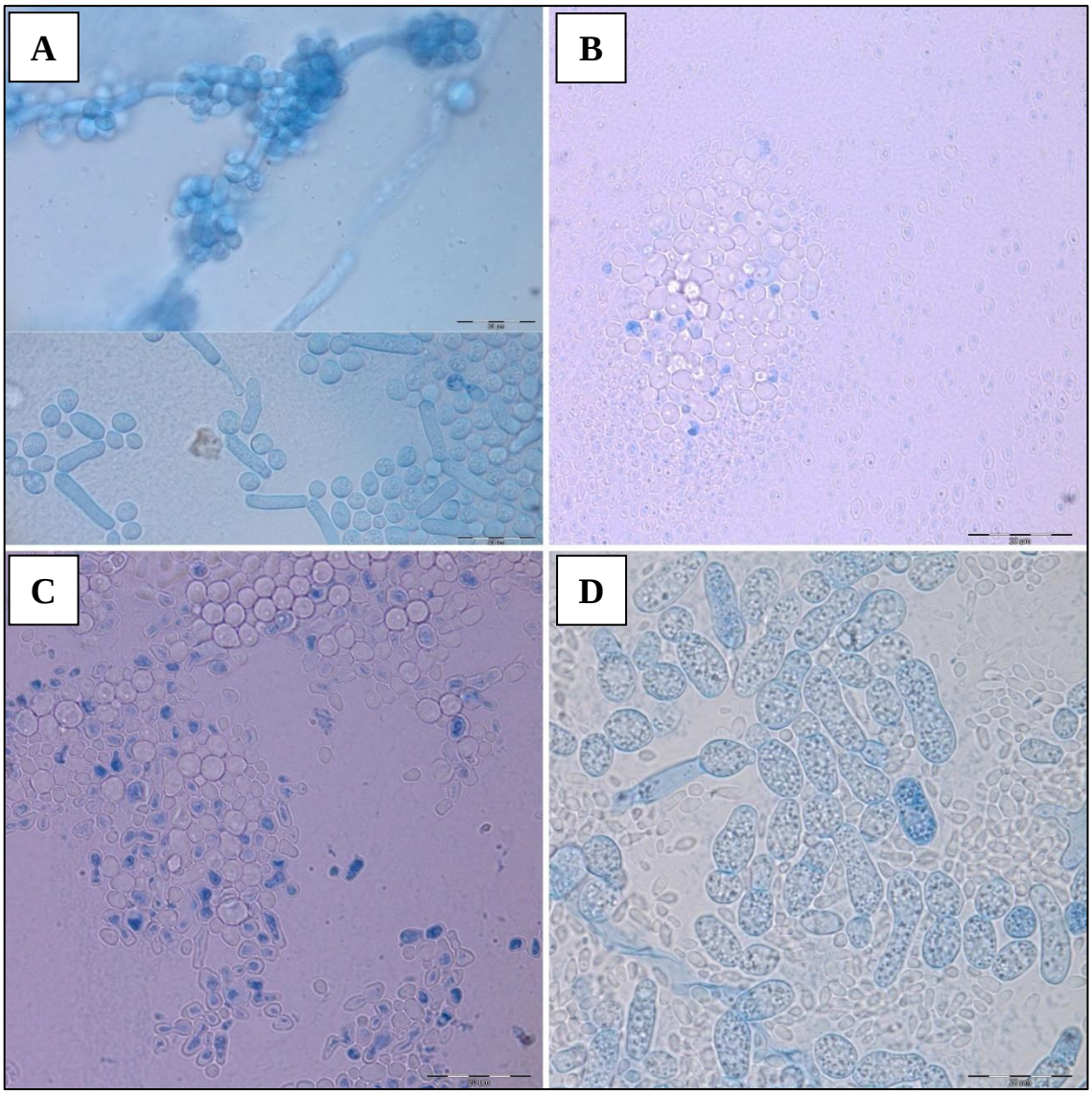


Tablica 6A. Gatunki zaklasyfikowane do BSL-2 **A** – *Candida albicans* 1000x; **B** – *Candida glabrata* 1000x; **C** – *Clavispora lusitaniae* 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **E** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x;

Board 6A. Species classified to BSL-2 **A** – *Candida albicans* 1000x; **B** – *Candida glabrata* 1000x; **C** – *Clavispora lusitaniae* 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **E** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x

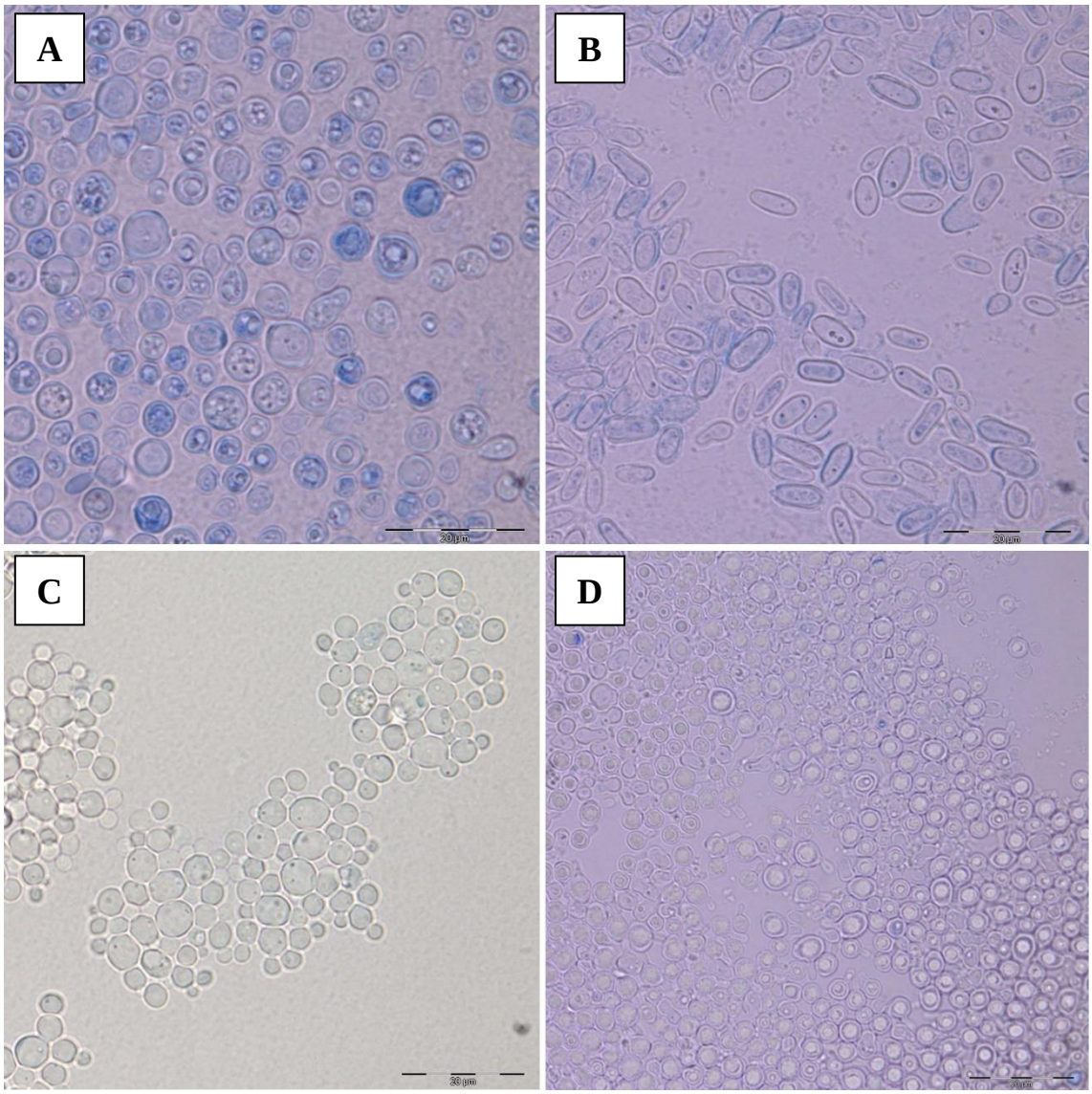


Tablica 6B. Gatunki zaklasyfikowane do BSL-2 **A** – *Exophiala bergeri* 1000x; **B** – *Exophiala castellanii* 1000x; **C** – *Exophiala jenaselmei* 1000x;
Board 6B. Species classified to BSL-2 **A** – *Exophiala bergeri* 1000x; **B** – *Exophiala castellanii* 1000x; **C** – *Exophiala jenaselmei* 1000x



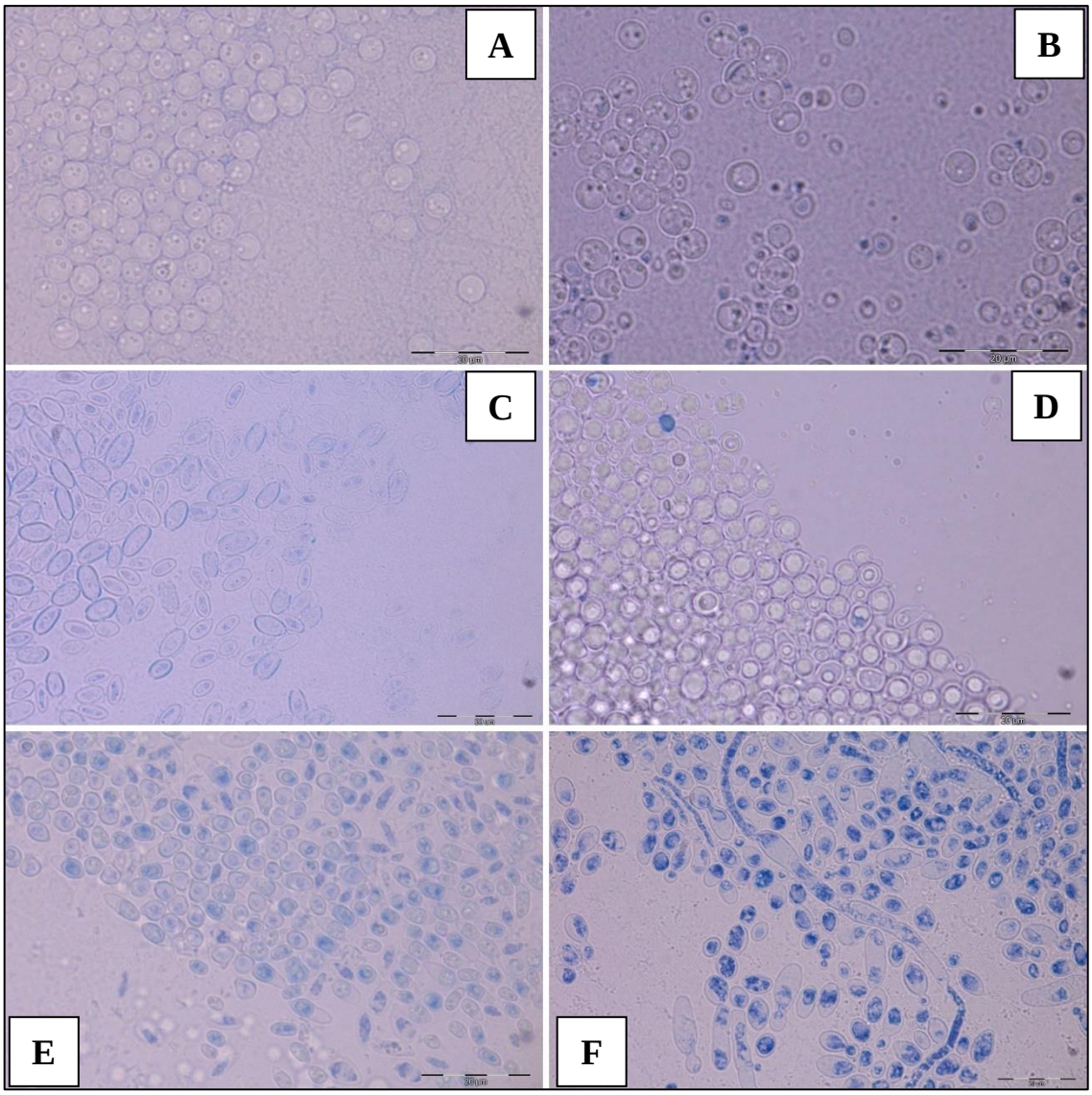
Tablica 7. Izolaty dwugatunkowe **A** – *Candida albicans* i *Dipodascus albidus* 1000x; **B** – *Candida glabrata* i *Pichia fermentans* 1000x; **C** – *Debaryomyces hansenii* i *Nadsonia commutate* 1000x; **D** – *Saccharomycodes ludwigii* i *Schwanniomyces polymorphus* 1000x;

Board 7. two-species isolates **A** – *Candida albicans* i *Dipodascus albidus* 1000x; **B** – *Candida glabrata* i *Pichia fermentans* 1000x; **C** – *Debaryomyces hansenii* i *Nadsonia commutate* 1000x; **D** – *Saccharomycodes ludwigii* i *Schwanniomyces polymorphus* 1000x



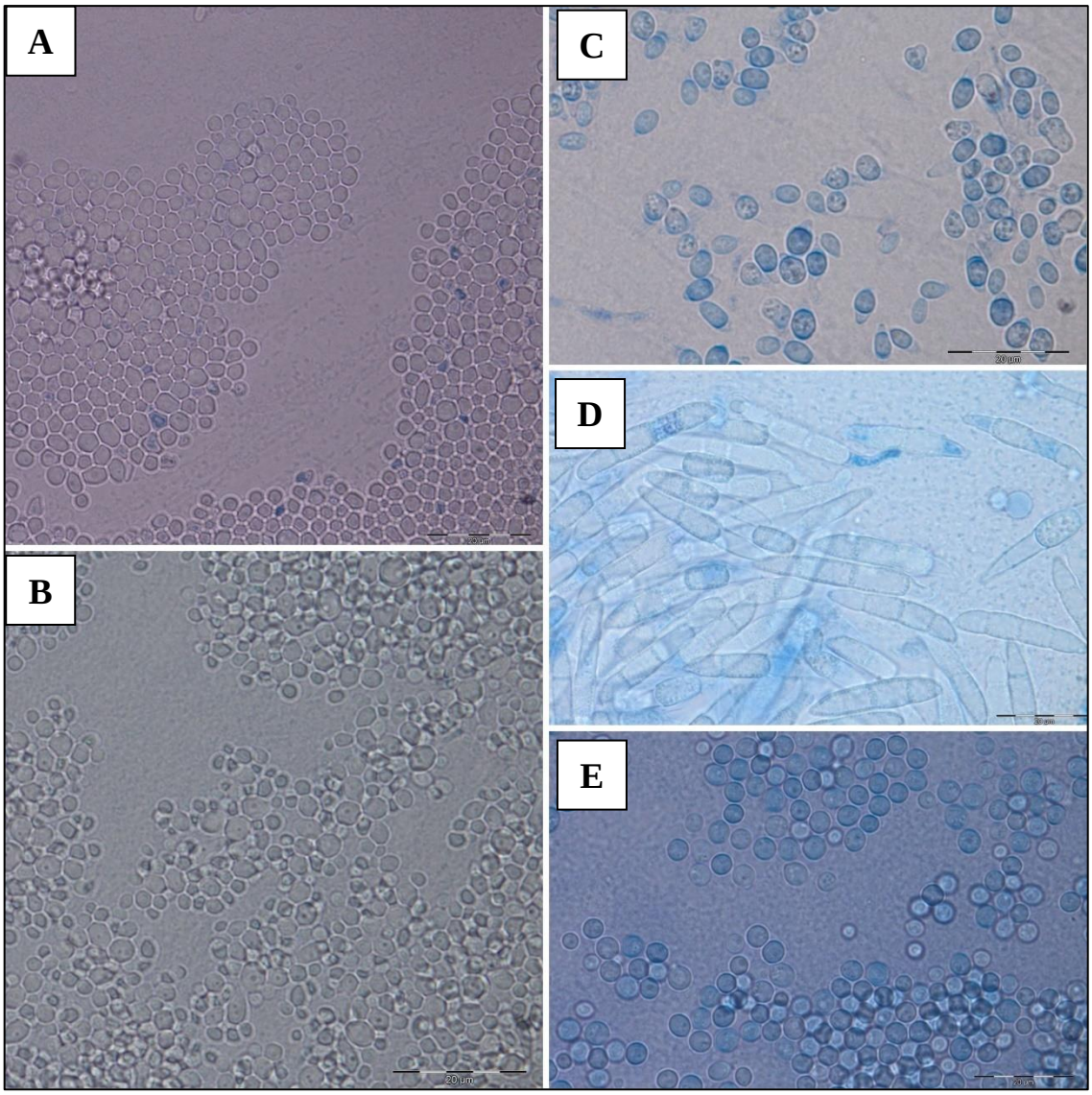
Tablica 8. Gatunki izolowane z piasku plaż wszystkich badanych jezior **A** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **C** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **D** – *Schwanniomyces capriottii* 1000x;

Board 8. Species isolated from the sand of the beaches of all studied lakes **A** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **C** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **D** – *Schwanniomyces capriottii* 1000x



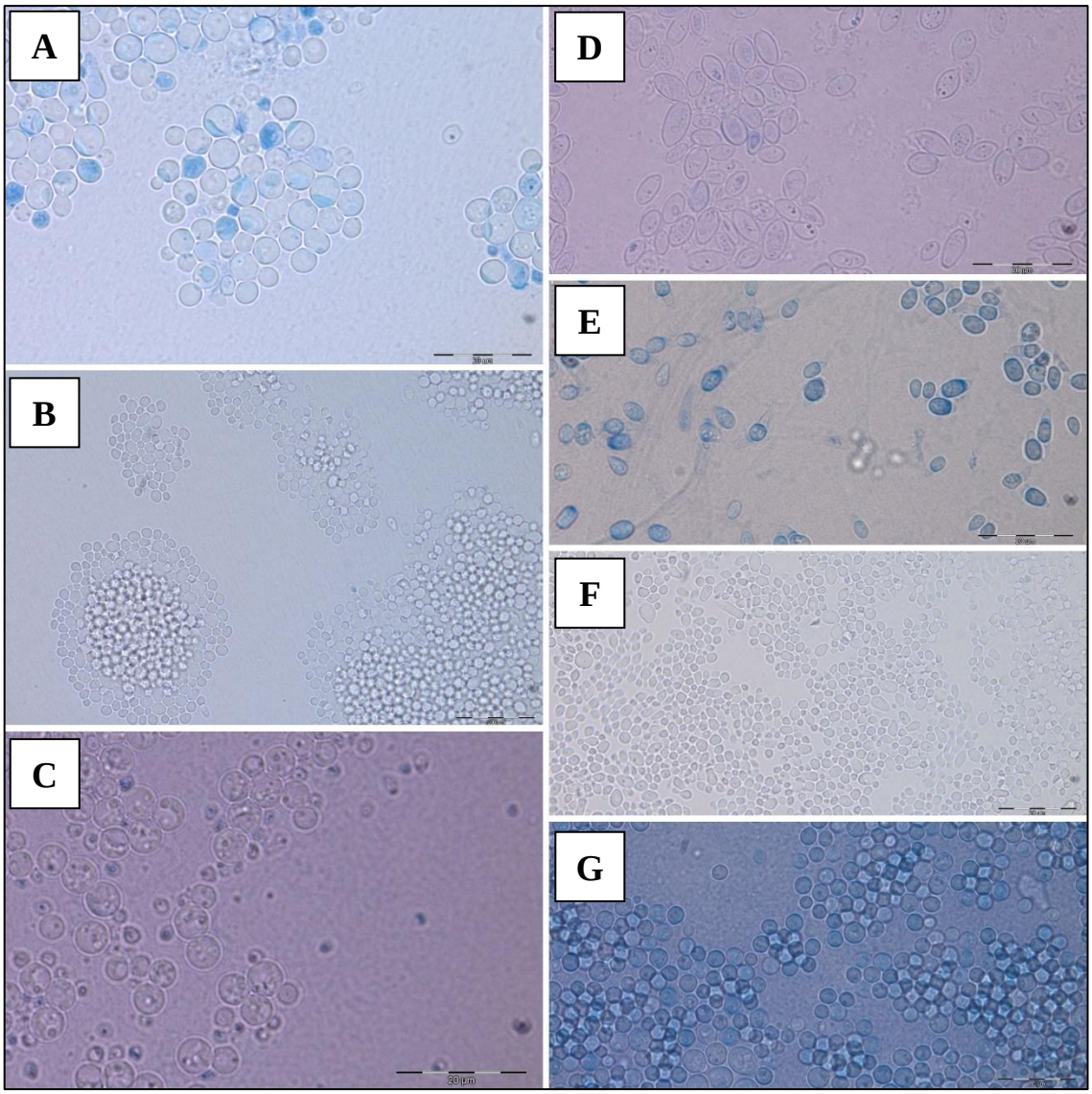
Tablica 9. Gatunki najczęściej izolowane w sezonie 2018-2019 **A** – *Barnettozyma californica* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **D** – *Schwanniomyces capriottii* 1000x; **E** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; **F** – *Tausonia pullulans* 1000x;

Board 9. The species most often isolated in the 2018-2019 season **A** – *Barnettozyma californica* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **D** – *Schwanniomyces capriottii* 1000x; **E** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; **F** – *Tausonia pullulans* 1000x



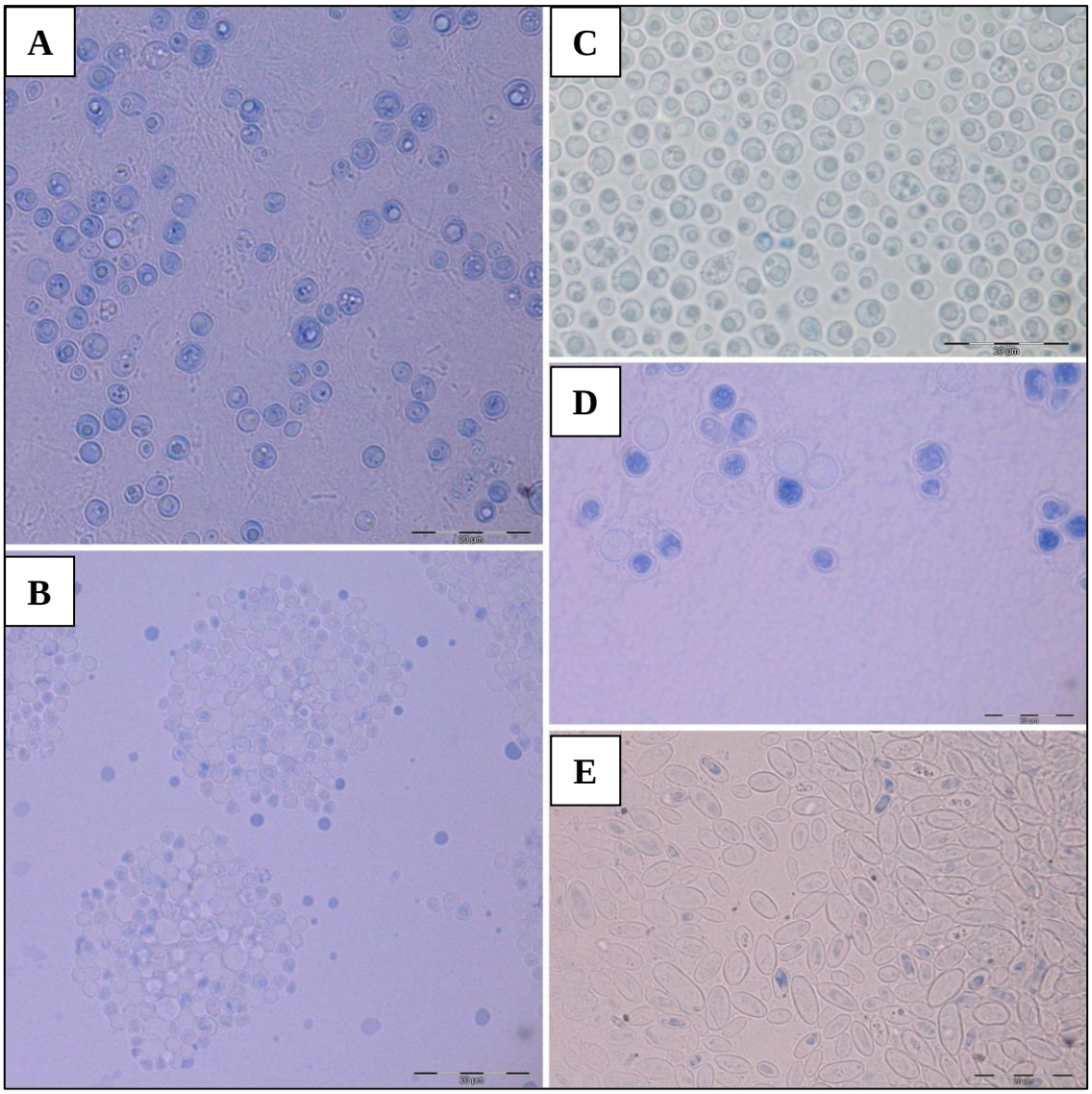
Tablica 10. Gatunki najczęściej izolowane w sezonie 2019-2020 **A** – *Candida glabrata* 1000x; **B** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **C** – *Mycogloea nipponica* 1000x; **D** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; **E** – *Solicoccozyma aeria*

Board 10. The species most often isolated in the 2019-2020 **A** – *Candida glabrata* 1000x; **B** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **C** – *Mycogloea nipponica* 1000x; **D** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; **E** – *Solicoccozyma aeria*

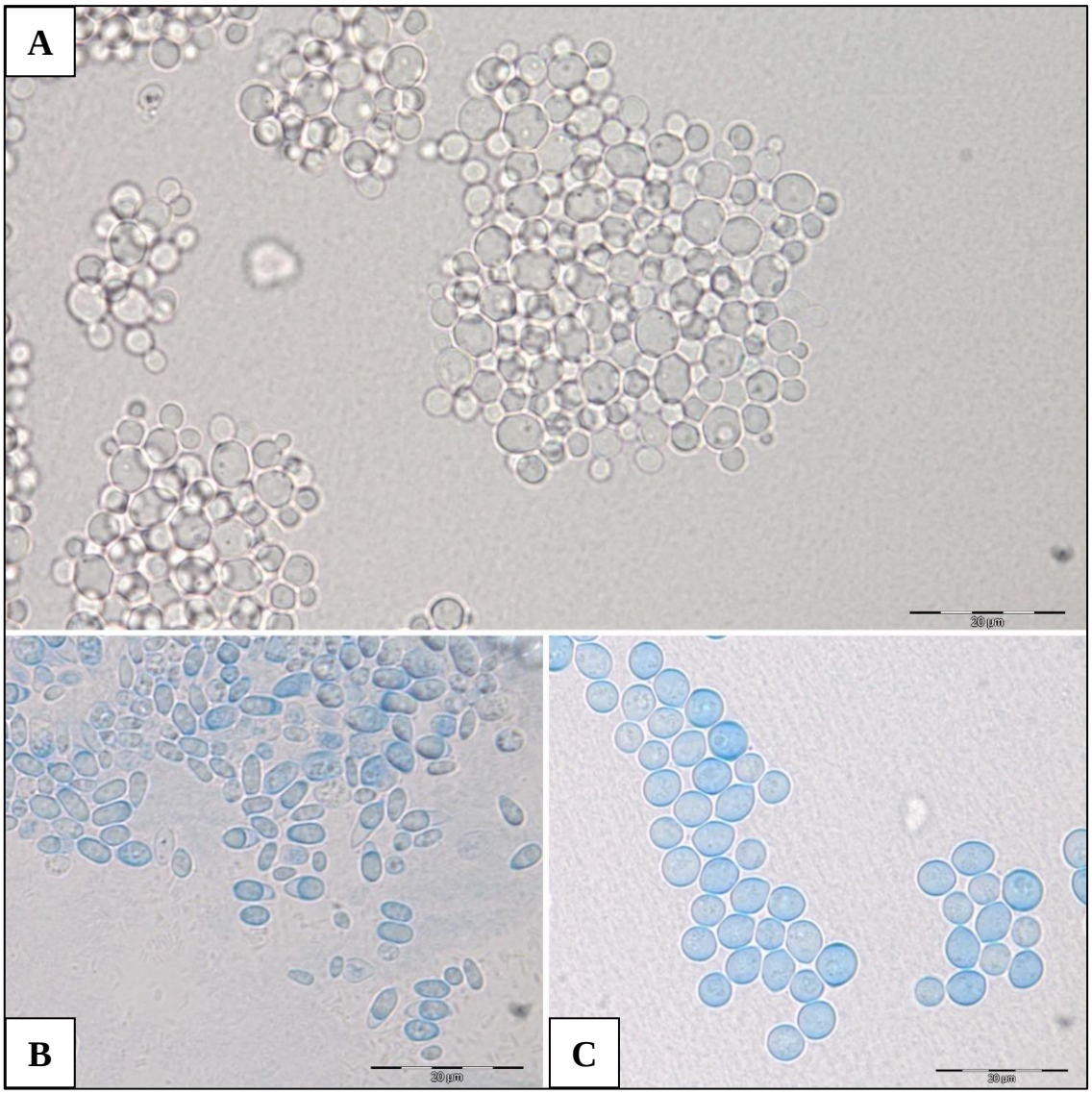


Tablica 11. Gatunki najczęściej izolowane w zależności od pory dnia (R – najczęściej izolowane rano; W – najczęściej izolowane wieczorem) **A** – *Barnettozyma californica* (R) 1000x; **B** – *Candida glabrata* (W) 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* (R, W) 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* (R, W) 1000x; **E** – *Debaryomyces hansenii* (R, W) 1000x; **F** – *Schwanniomyces polymorphus* (W) 1000x; **G** – *Solicoccozyma aeria* (R) 1000x;

Board 11. The species most often isolated depending on the time of day (R - most often isolated in the morning; W - most often isolated in the evening) **A** – *Barnettozyma californica* (R) 1000x; **B** – *Candida glabrata* (W) 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* (R, W) 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* (R, W) 1000x; **E** – *Debaryomyces hansenii* (R, W) 1000x; **F** – *Schwanniomyces polymorphus* (W) 1000x; **G** – *Solicoccozyma aeria* (R) 1000x

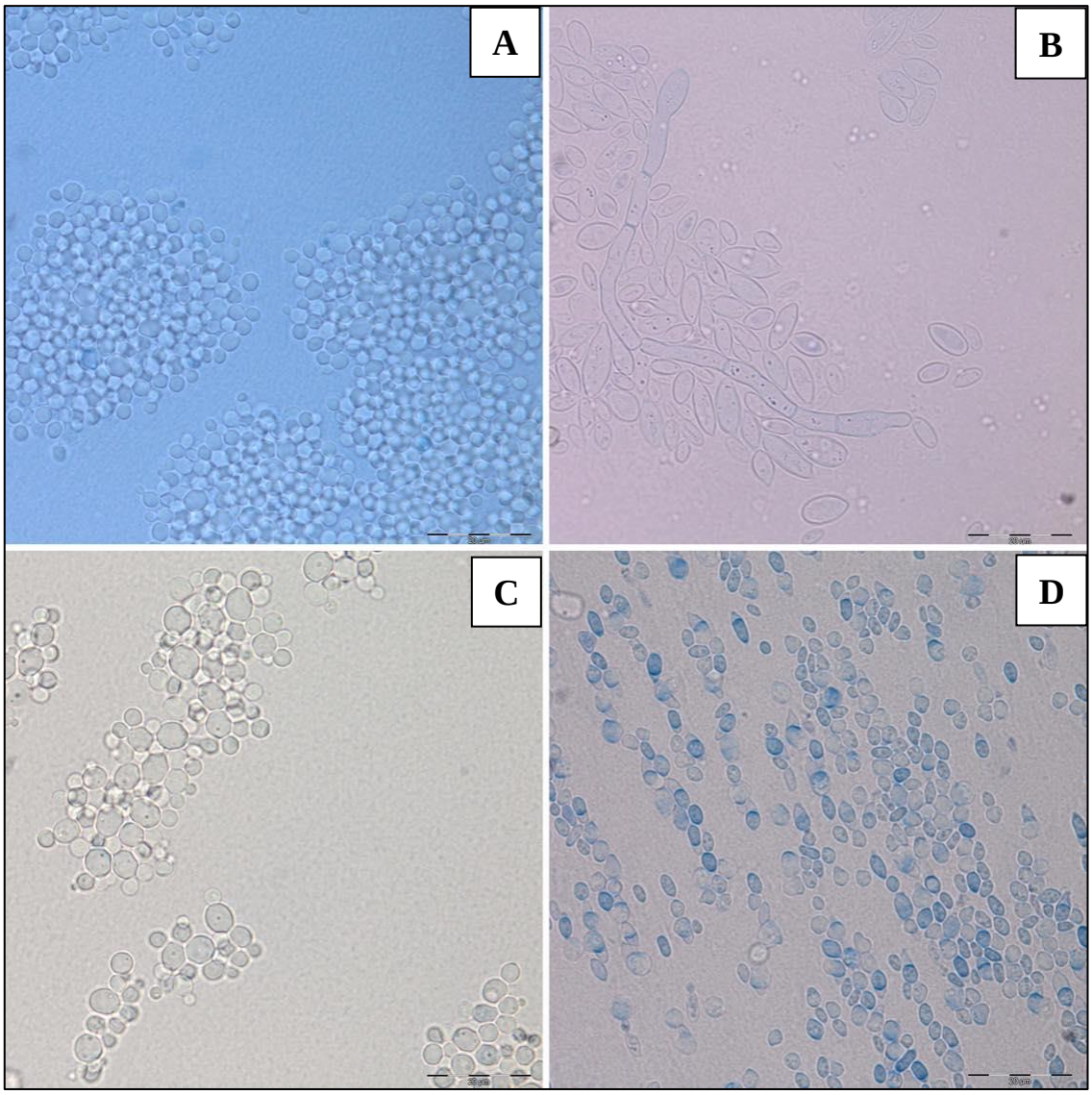


Tablica 12A. Gatunki najczęściej izolowane z głębokości 10 cm **A** – *Barnettozyma californica* 1000x; **B** – *Candida glabrata* 1000x; **C** – *Citeromyces matritensis* 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **E** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; Board 12A. The species most often isolated from a depth of 10 cm **A** – *Barnettozyma californica* 1000x; **B** – *Candida glabrata* 1000x; **C** – *Citeromyces matritensis* 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **E** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x



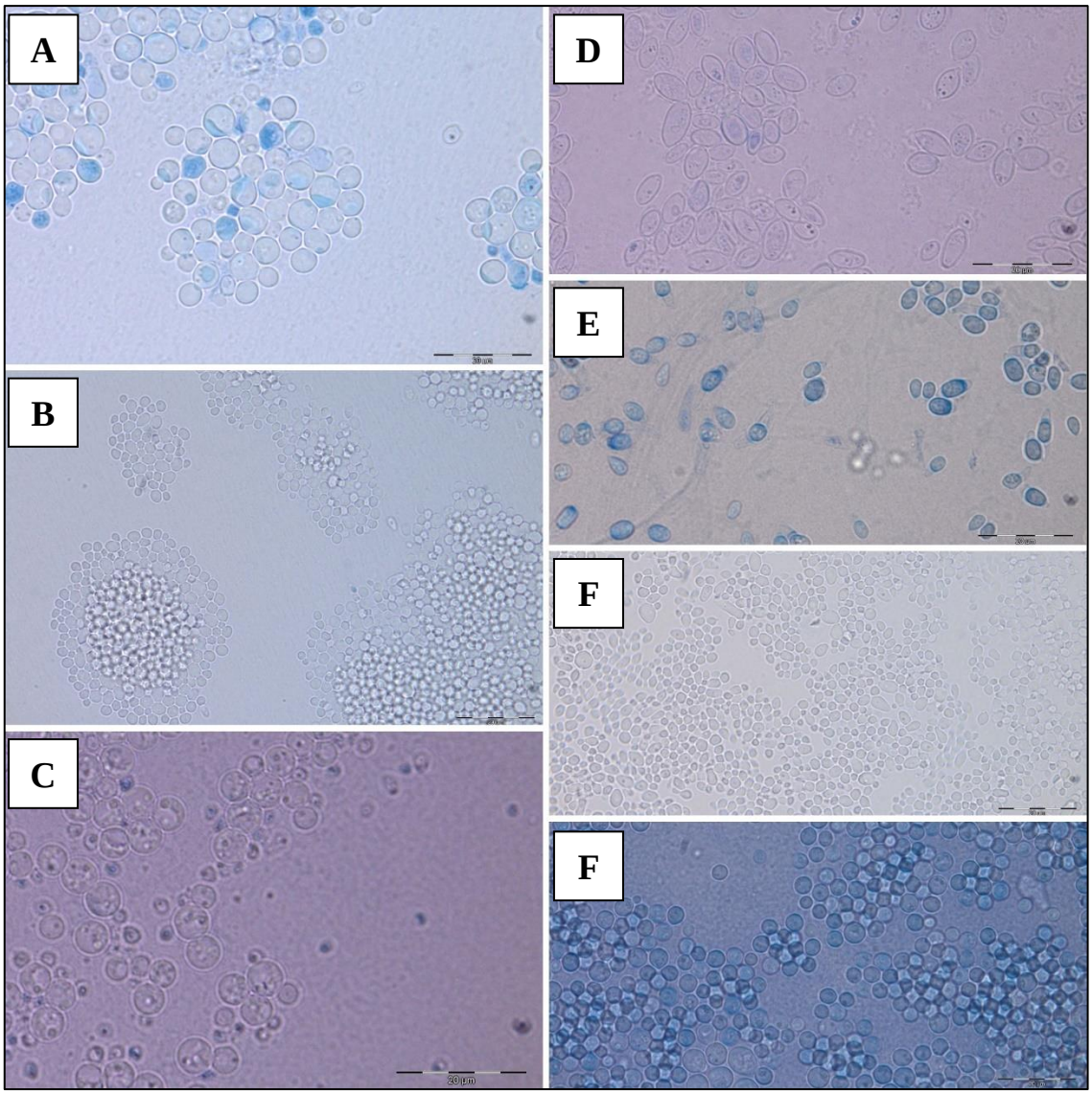
Tablica 12B. Gatunki izolowane najczęściej z głębokości 10 cm **A** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **B** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; **C** – *Solicoccozyma aeria* 1000x;

Board 12B. The species most often isolated from a depth of 10 cm **A** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **B** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; **C** – *Solicoccozyma aeria* 1000x



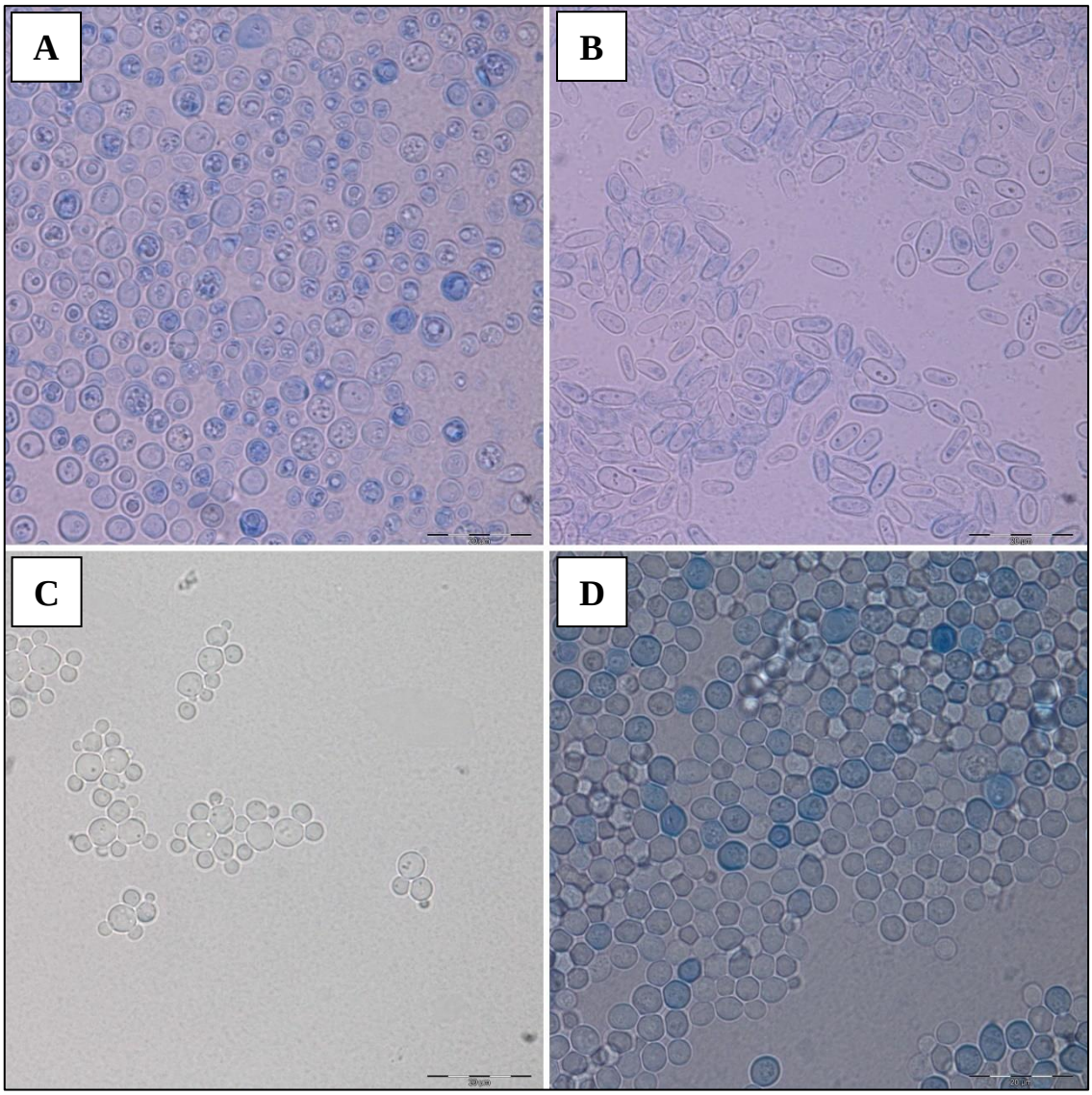
Tablica 13. Gatunki izolowane najczęściej z głębokości 50 cm **A** – *Candida glabrata* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **C** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **D** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x;

Board 13. The species most often isolated from a depth of 50 cm **A** – *Candida glabrata* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **C** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **D** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x



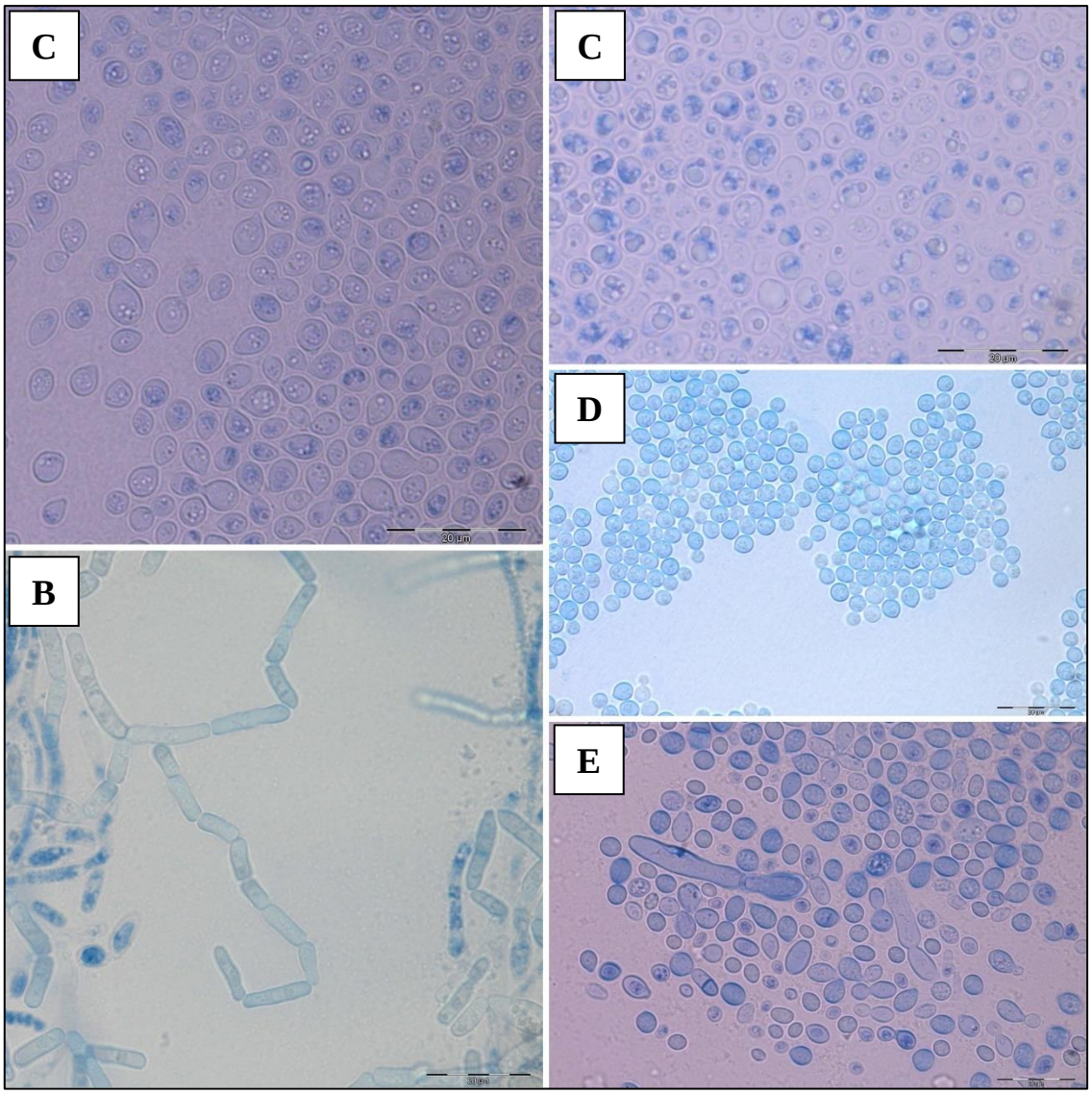
Tablica 14. Gatunki najczęściej izolowane w zależności od typu plaży (NN – najczęściej izolowane z plaż nienadzorowanych; N – najczęściej izolowane z plaż nadzorowanych) **A** – *Barnettozyma californica* (N) 1000x; **B** – *Candida glabrata* (N) 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* (NN) 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* (NN, N) 1000x; **E** – *Debaryomyces hansenii* (NN, N) 1000x; **F** – *Schwanniomyces polymorphus* (N) 1000x; **G** – *Solicoccozyma aeria* (NN) 1000x;

Board 14. The species most often isolated depending on the type of beach (NN - mostly isolated from unsupervised beaches; N - mostly isolated from supervised beaches) **A** – *Barnettozyma californica* (N) 1000x; **B** – *Candida glabrata* (N) 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* (NN) 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* (NN, N) 1000x; **E** – *Debaryomyces hansenii* (NN, N) 1000x; **F** – *Schwanniomyces polymorphus* (N) 1000x; **G** – *Solicoccozyma aeria* (NN) 1000x



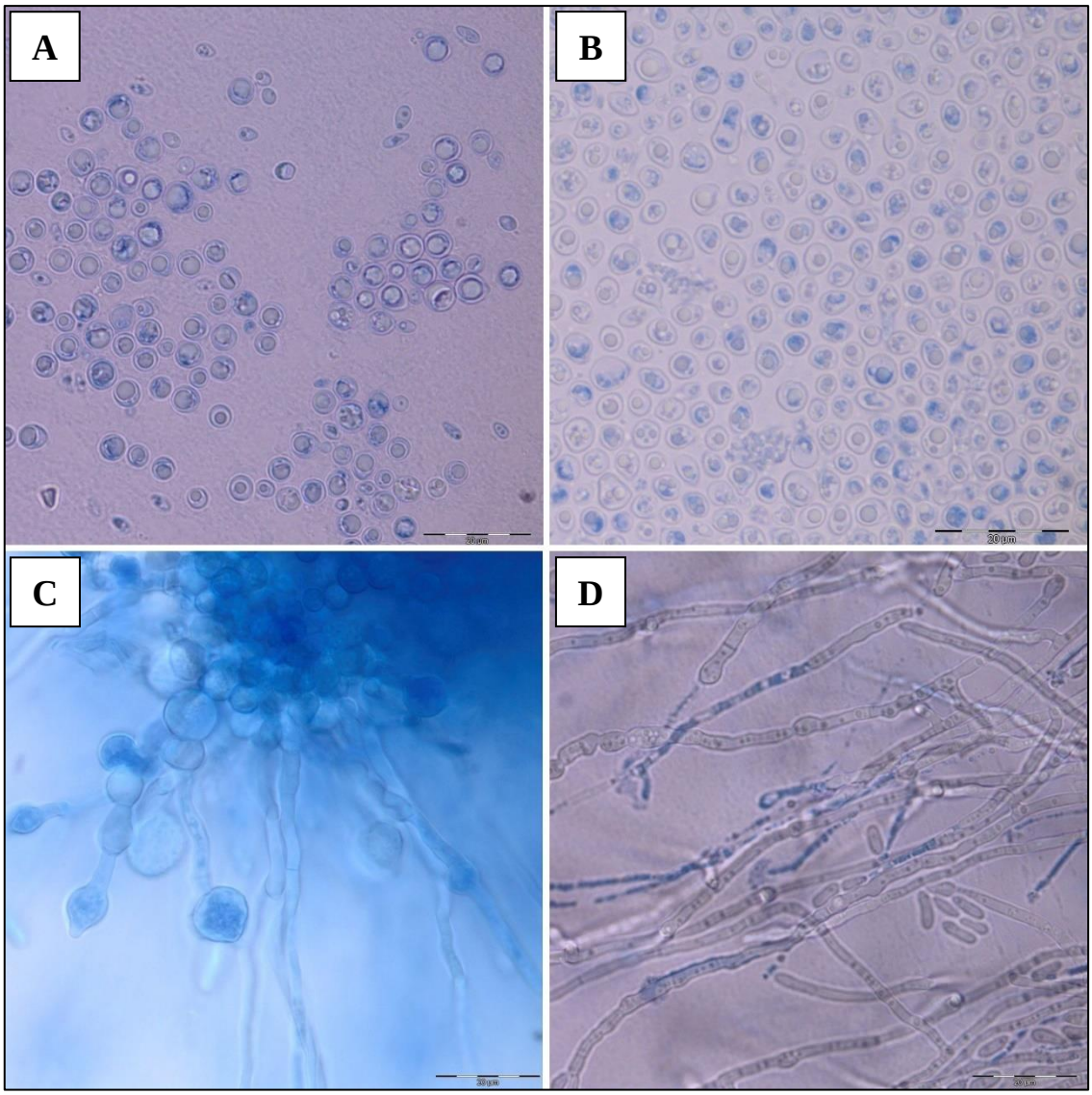
Tablica 15. Gatunki najczęściej izolowane z plaży jeziora Kortowskiego **A** – *Cutaneotrichosporon jirovecii* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **C** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **D** – *Solicoccozyma aeria* 1000x;

Board 15. The species most often isolated from the beach of Lake Kortowskie **A** – *Cutaneotrichosporon jirovecii* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **C** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **D** – *Solicoccozyma aeria* 1000x

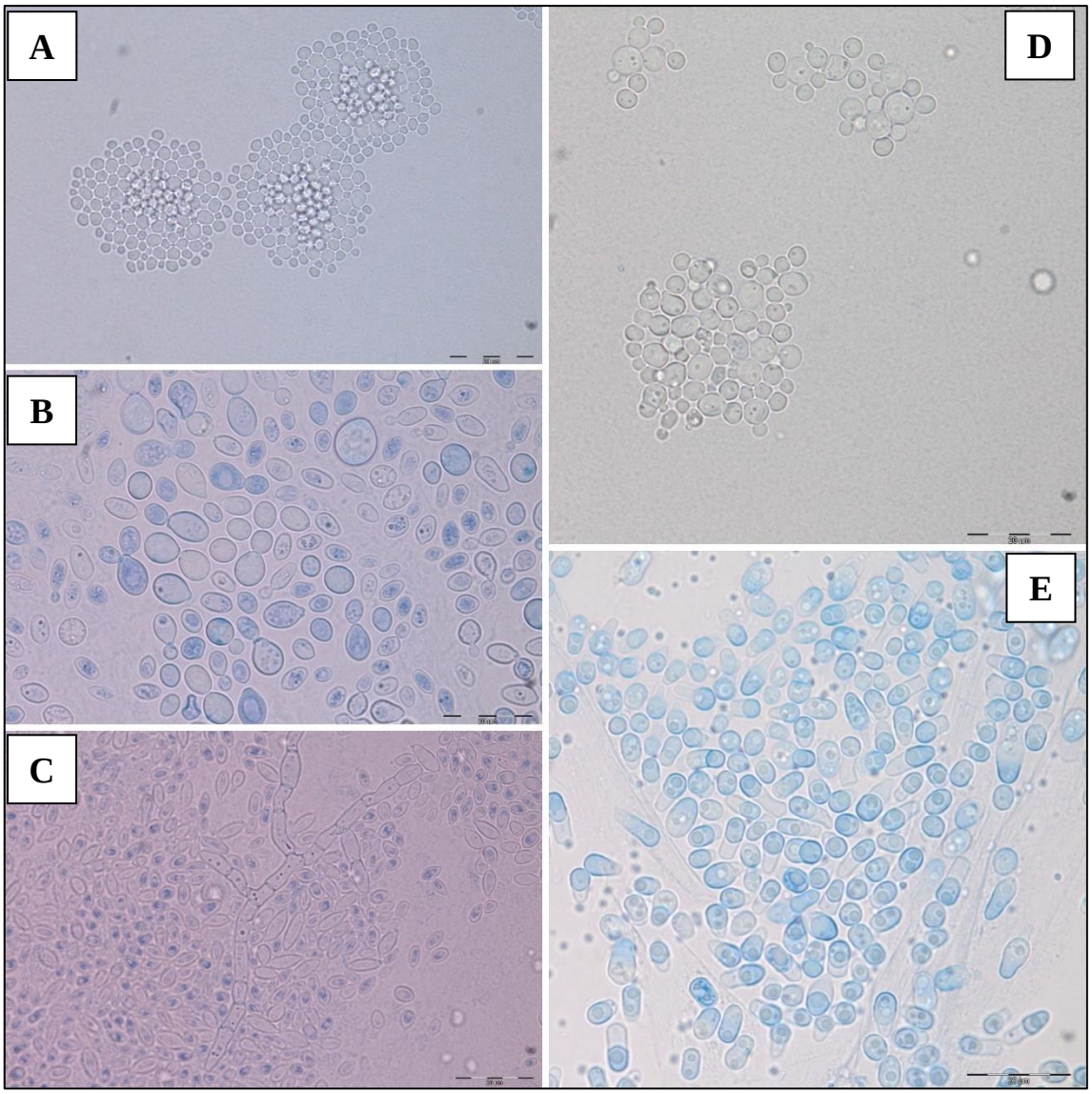


Tablica 16A. Gatunki izolowane wyłącznie z plaży jeziora Kortowskiego **A** – *Hyphopichia rhagii* 1000x; **B** – *Moniliella spathulata* 1000x; **C** – *Ogataea angusta* 1000x; **D** – *Papiliotrema pseudoalba* 1000x; **E** – *Schizosaccharomyces octosporus* 1000x;

Board 16A. Species isolated only from the beach of Lake Kortowskie **A** – *Hyphopichia rhagii* 1000x; **B** – *Moniliella spathulata* 1000x; **C** – *Ogataea angusta* 1000x; **D** – *Papiliotrema pseudoalba* 1000x; **E** – *Schizosaccharomyces octosporus* 1000x

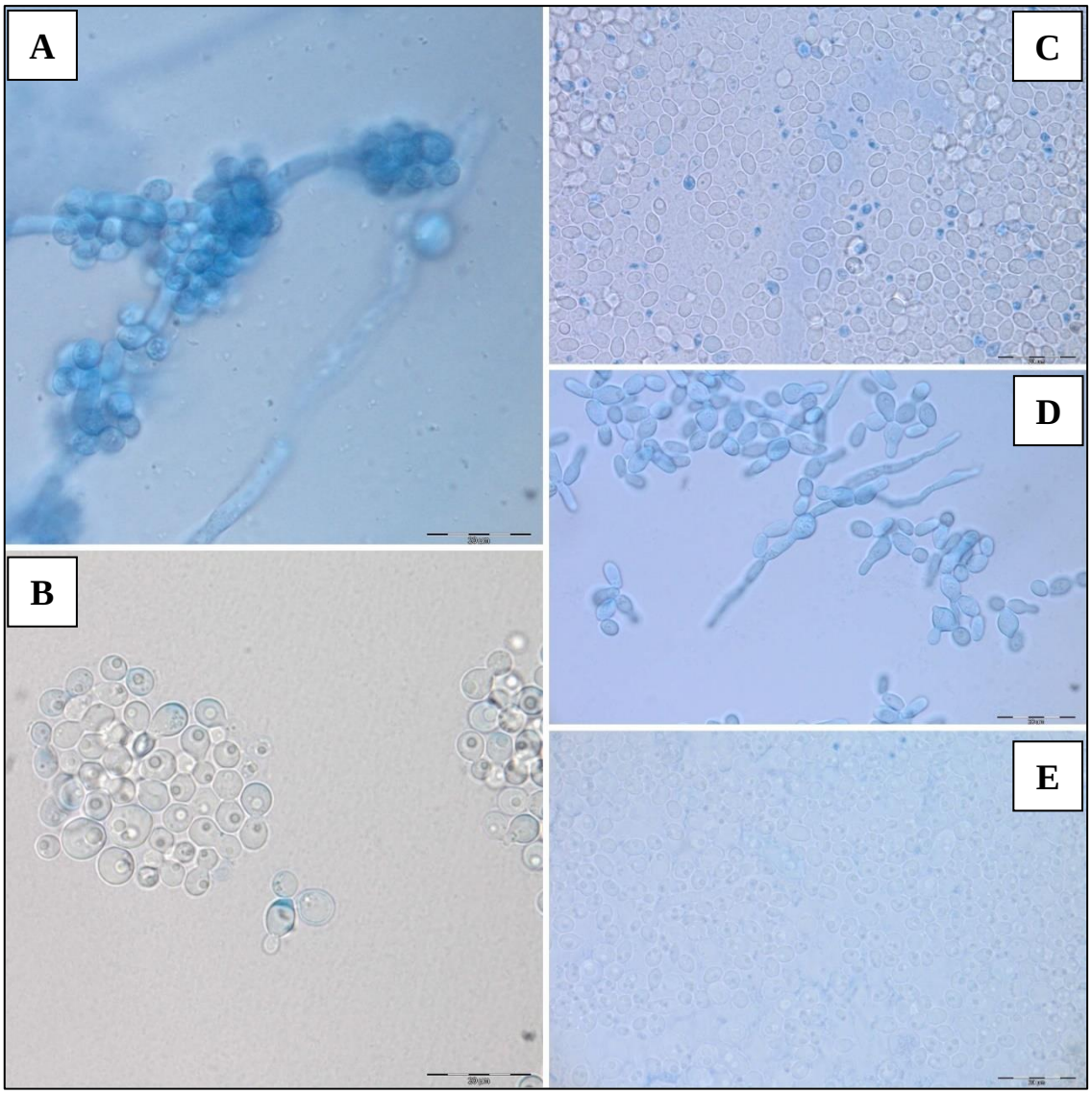


Tablica 16B. Gatunki izolowane wyłącznie z plaży jeziora Kortowskiego **A** – *Schwanniomyces occidentalis* 1000x; **B** – *Schwanniomyces vanrijiae* 1000x; **C** – *Thelebolus globosus* 1000x; **D** – *Vanrija humicola* 1000x;
Board 16B. Species isolated only from the beach of Lake Kortowskie **A** – *Schwanniomyces occidentalis* 1000x; **B** – *Schwanniomyces vanrijiae* 1000x; **C** – *Thelebolus globosus* 1000x; **D** – *Vanrija humicola* 1000x;



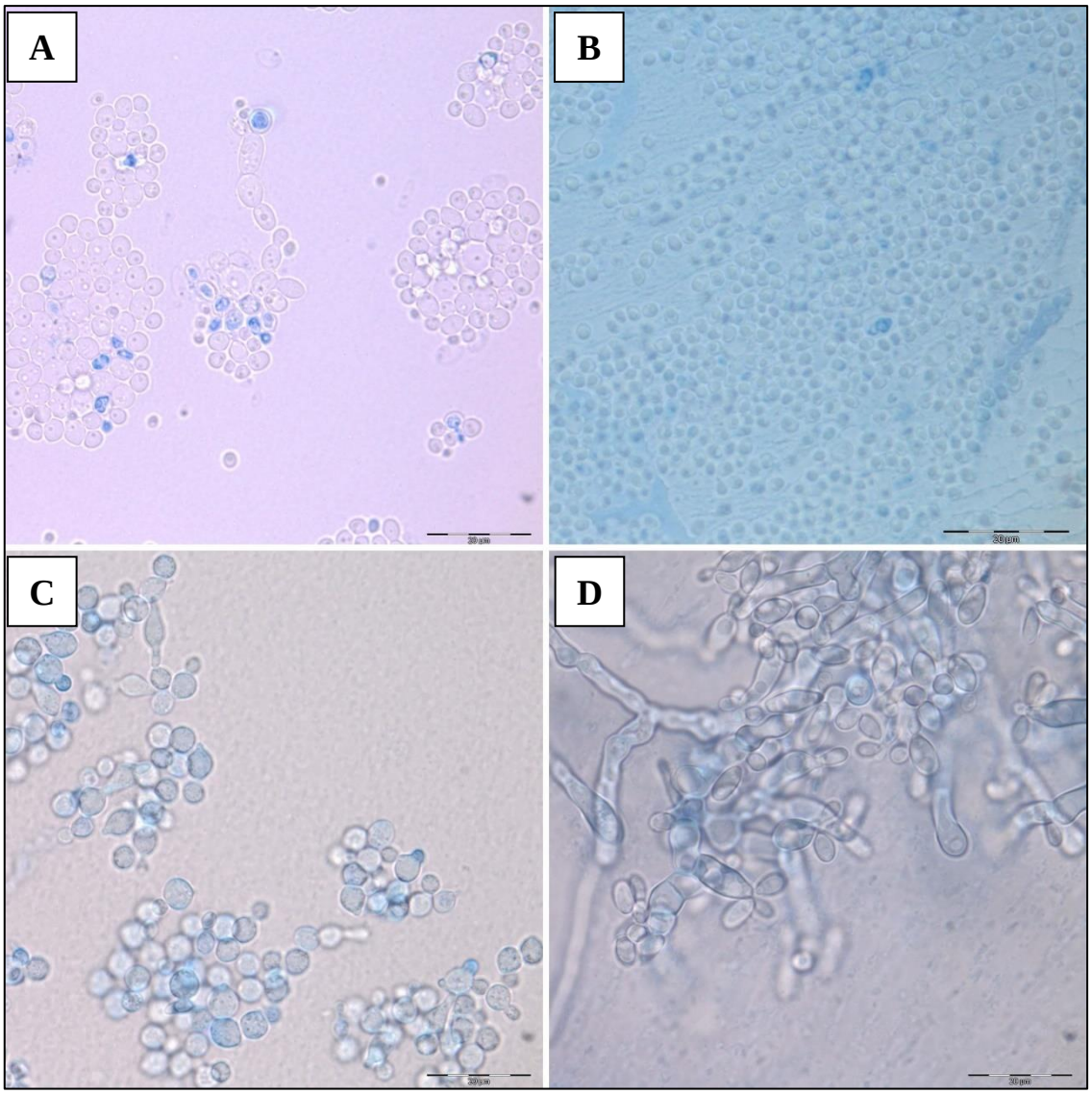
Tablica 17. Gatunki najczęściej izolowane z plaż i boiska do siatkówki plażowej jeziora Skanda **A** – *Candida glabrata* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon jirovecii* 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **D** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **E** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x;

Board 17. The species most often isolated from the beaches and beach volleyball court of Lake Skanda **A** – *Candida glabrata* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon jirovecii* 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **D** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **E** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x

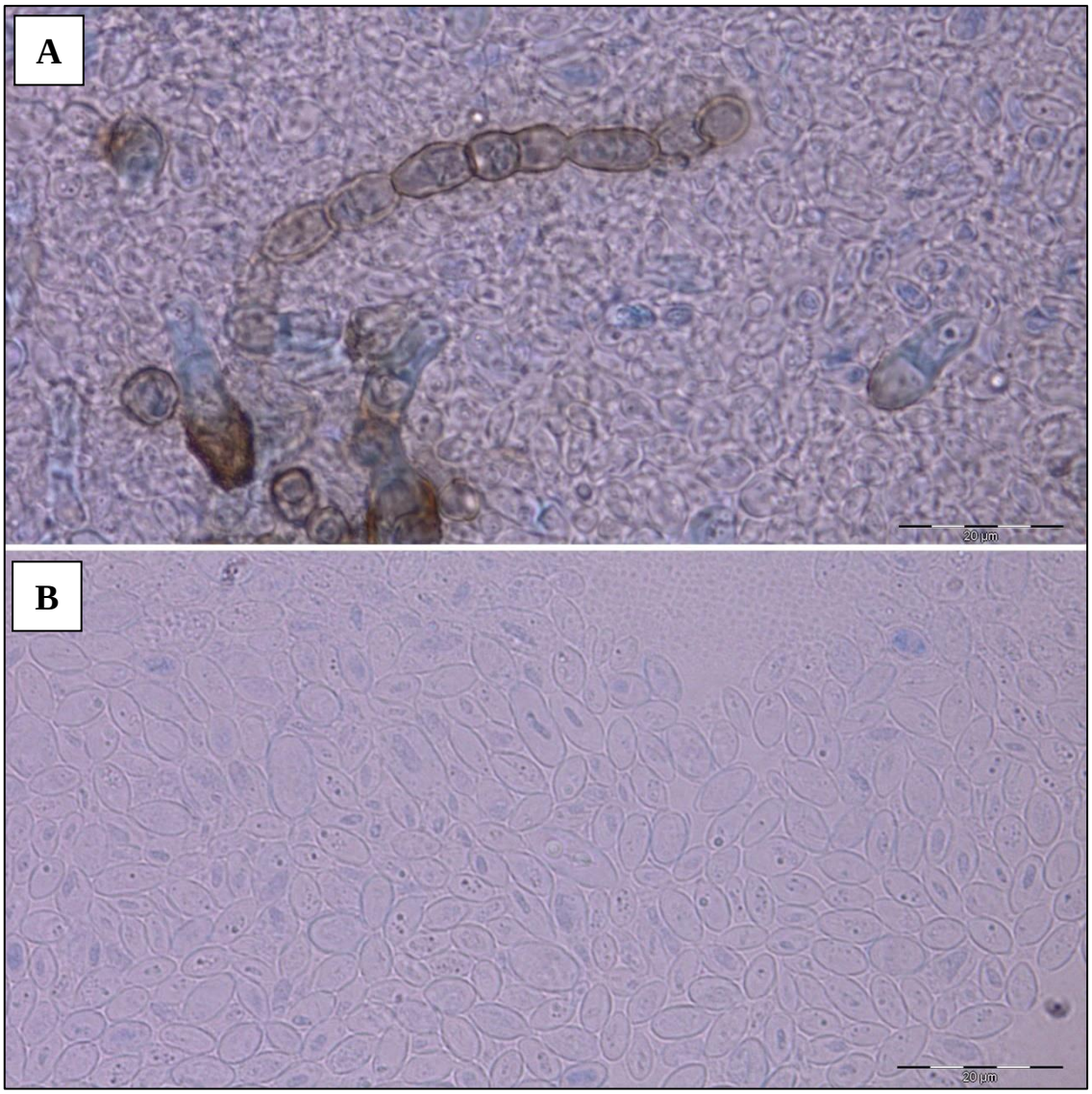


Tablica 18A. Gatunki izolowane wyłącznie z plaż i boiska do siatkówki plażowej jeziora Skanda **A** – *Candida albicans* 1000x; **B** – *Cryptococcus uniguttulatus* 1000x; **C** – *Curvibasidium nothofagi* 1000x; **D** – *Exophiala jeanselmei* 1000x; **E** – *Kregervanrija fluxuum* 1000x;

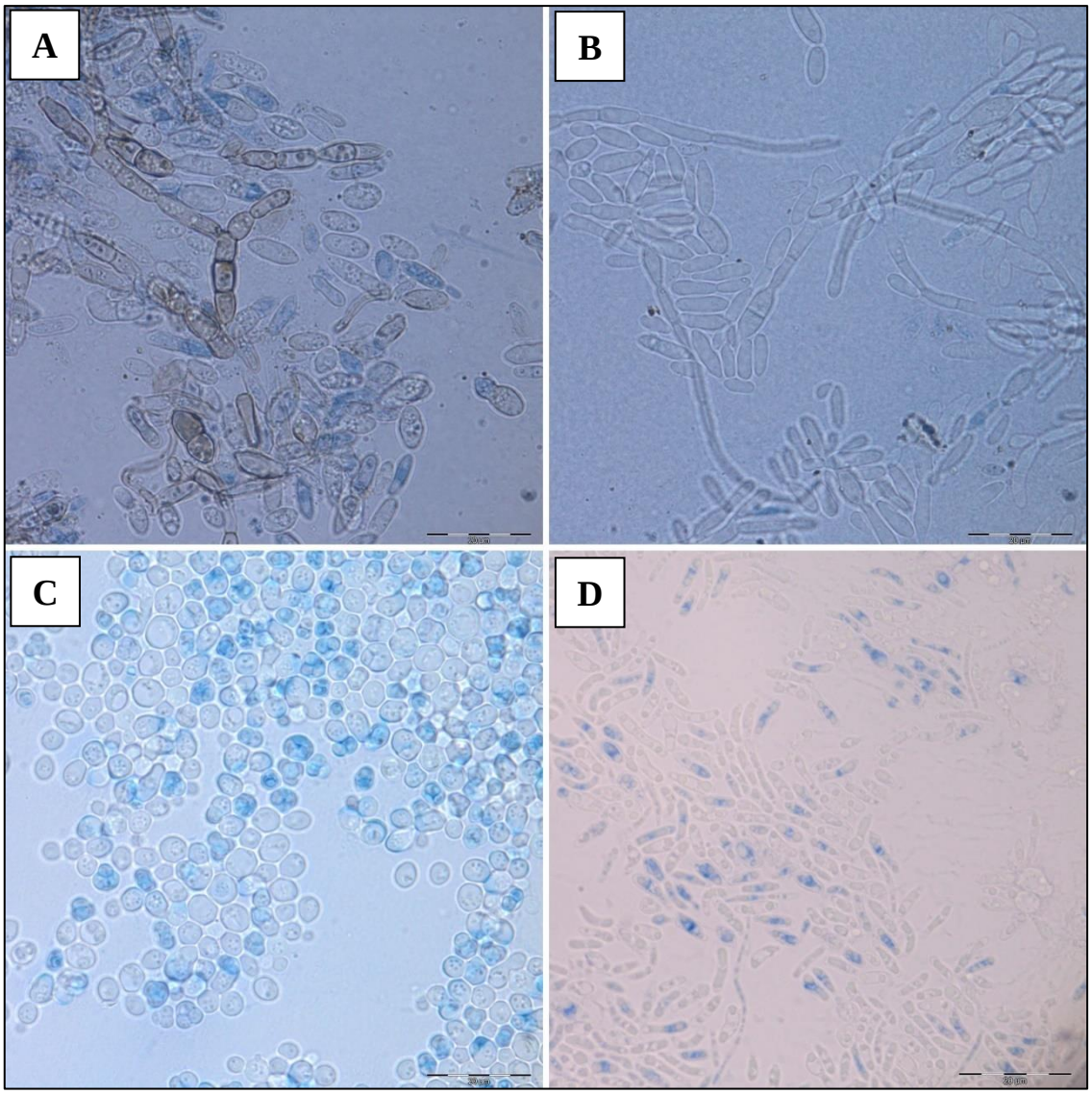
Board 18A. Species isolated only from beaches and beach volleyball court of Lake Skanda **A** – *Candida albicans* 1000x; **B** – *Cryptococcus uniguttulatus* 1000x; **C** – *Curvibasidium nothofagi* 1000x; **D** – *Exophiala jeanselmei* 1000x; **E** – *Kregervanrija fluxuum* 1000x



Tablica 18B. Gatunki izolowane wyłącznie z plaż i boiska do siatkówki plażowej jeziora Skanda **A** – *Metschnikowia pulcherrima* 1000x; **B** – *Ogataea minuta* 1000x; **C** – *Saccharomycopsis javanensis* 1000x; **D** – *Sydowia polyspora* 1000x;
Board 18B. Species isolated only from beaches and beach volleyball court of Lake Skanda **A** – *Metschnikowia pulcherrima* 1000x; **B** – *Ogataea minuta* 1000x; **C** – *Saccharomycopsis javanensis* 1000x; **D** – *Sydowia polyspora* 1000x

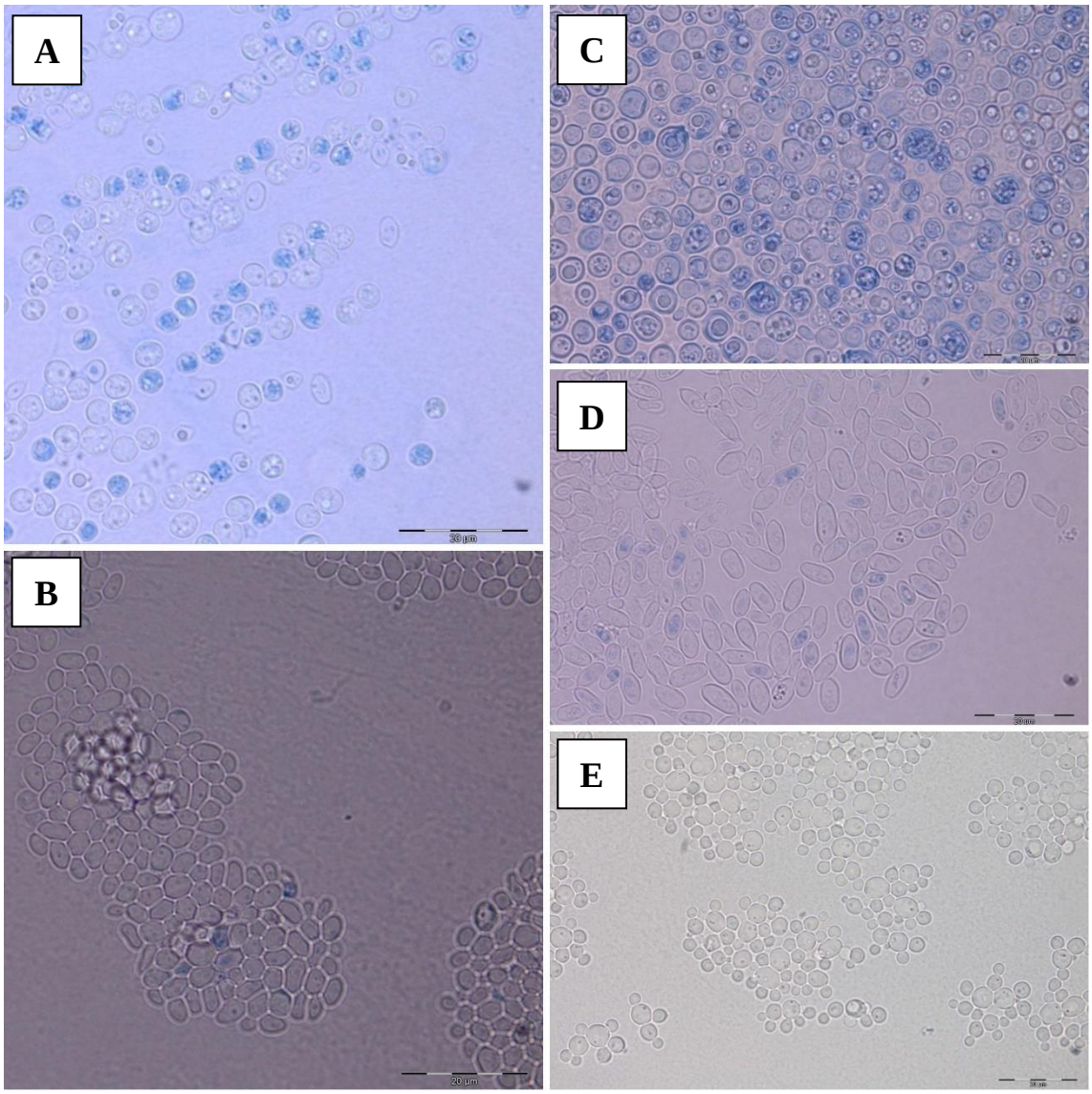


Tablica 19. Gatunki najczęściej izolowane z plaży jeziora Tyrsko **A** – *Aureobasidium pullulans* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x;
Board 19. The species most often isolated from the beach of Lake Tyrsko **A** – *Aureobasidium pullulans* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x



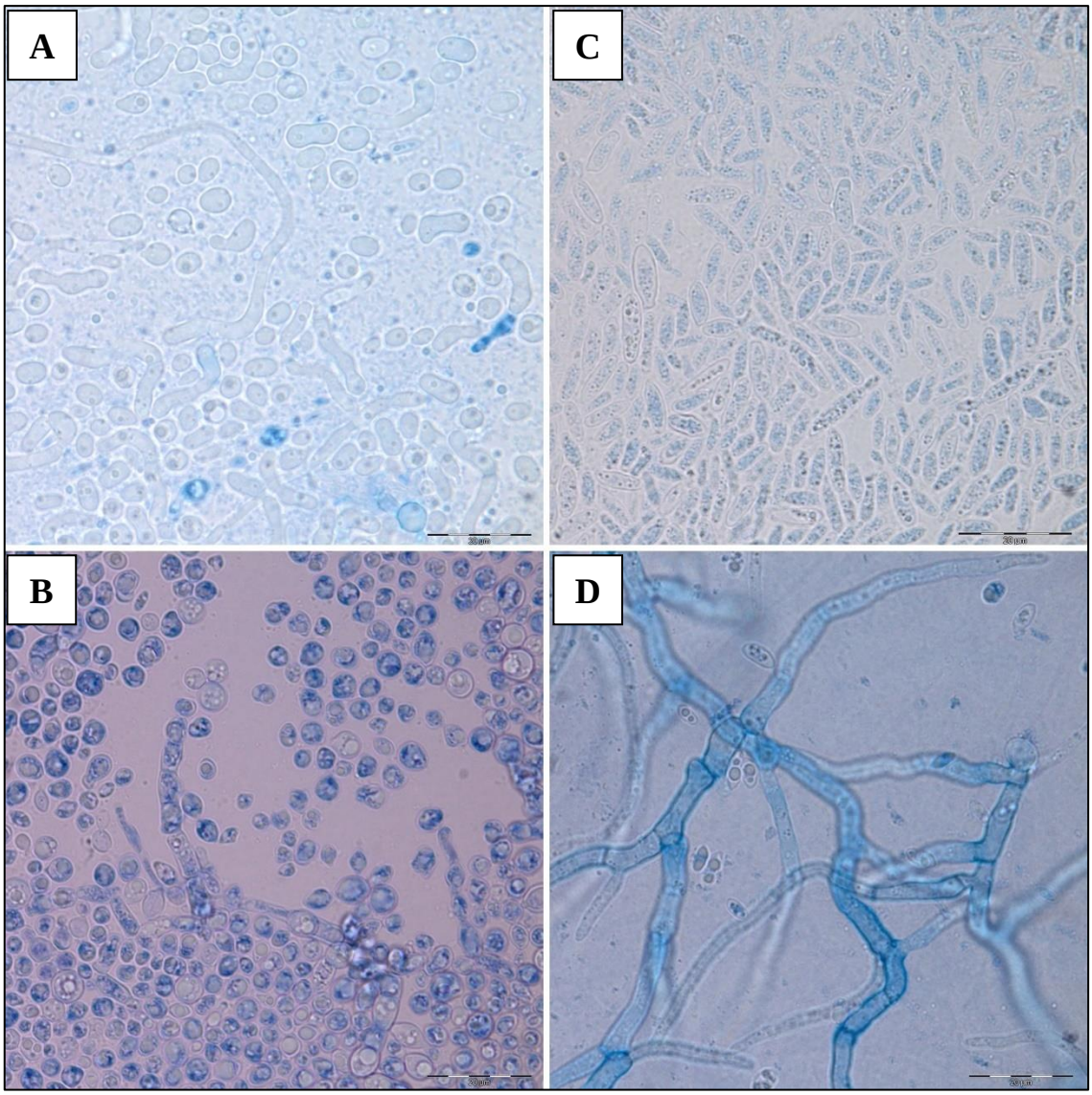
Tablica 20. Gatunki izolowane wyłącznie z plaży jeziora Tyrsko **A** – *Exophiala bergeri* 1000x; **B** – *Exophiala castellanii* 1000x; **C** – *Saccharomyces mikatae* 1000x; **D** – *Schizosaccharomyces pombe* 1000x;

Board 20. Species isolated only from beach of Lake Tyrsko **A** – *Exophiala bergeri* 1000x; **B** – *Exophiala castellanii* 1000x; **C** – *Saccharomyces mikatae* 1000x; **D** – *Schizosaccharomyces pombe* 1000x



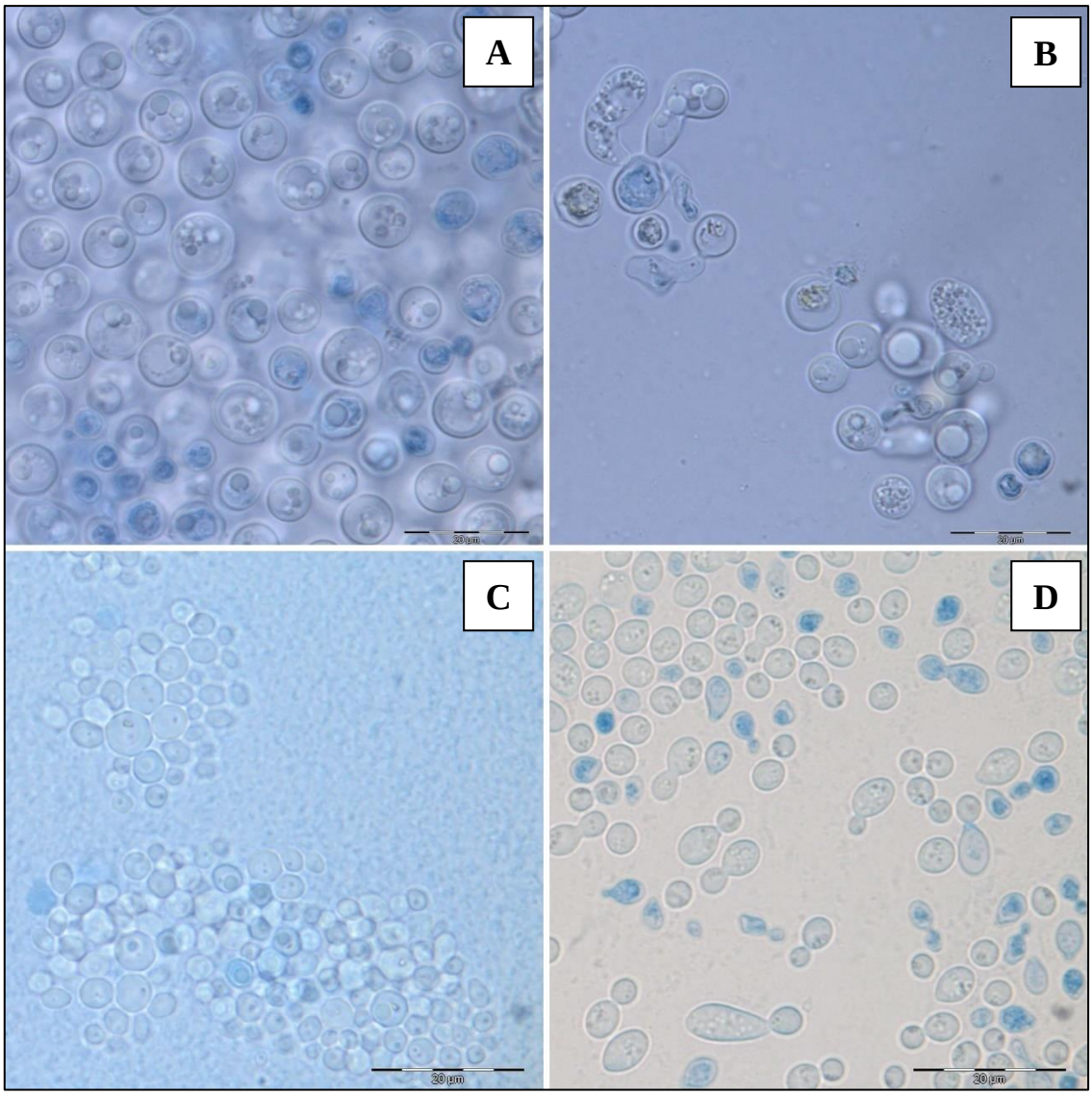
Tablica 21. Gatunki najczęściej izolowane z plaż i boisk do siatkówki plażowej jeziora Ukiel **A** – *Barnettozyma californica* 1000x; **B** – *Candida glabrata* 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon jirovecii* 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **E** – *Debaryomyces hansenii* 1000x;

Board 21. The species most often isolated from the beaches and beach volleyball courts of Lake Ukiel **A** – *Barnettozyma californica* 1000x; **B** – *Candida glabrata* 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon jirovecii* 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **E** – *Debaryomyces hansenii* 1000x

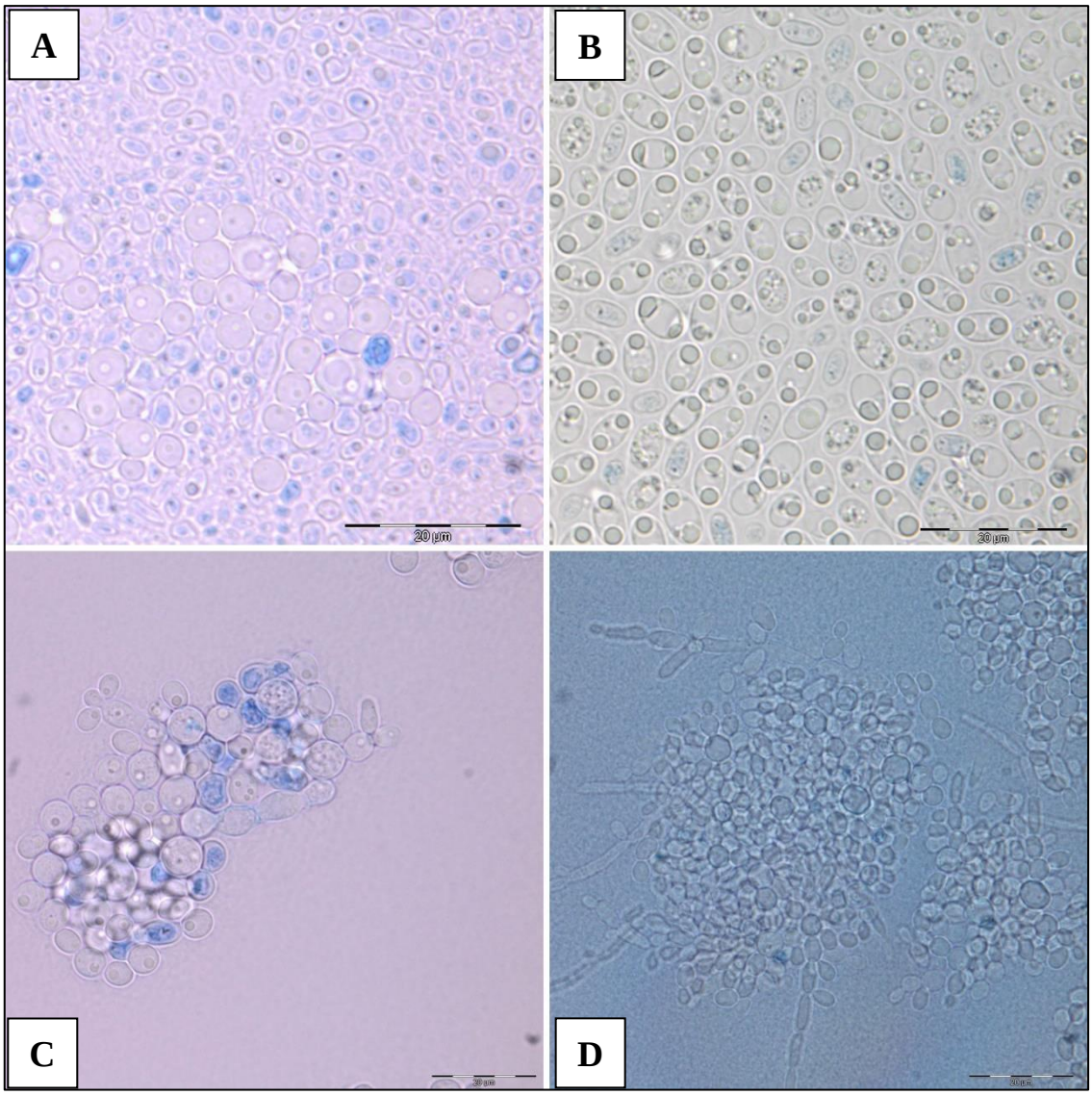


Tablica 22A. Gatunki izolowane wyłącznie z plaż i boisk do siatkówki plażowej jeziora Ukiel **A** – *Clavispora lusitaniae* 1000x; **B** – *Dothiora sorbi* 1000x; **C** – *Lachancea thermotolerans* 1000x; **D** – *Leucosporidium scottii* 1000x;

Board 22A. Species isolated only from beaches and beach volleyball courts of Lake Ukiel **A** – *Clavispora lusitaniae* 1000x; **B** – *Dothiora sorbi* 1000x; **C** – *Lachancea thermotolerans* 1000x; **D** – *Leucosporidium scottii* 1000x

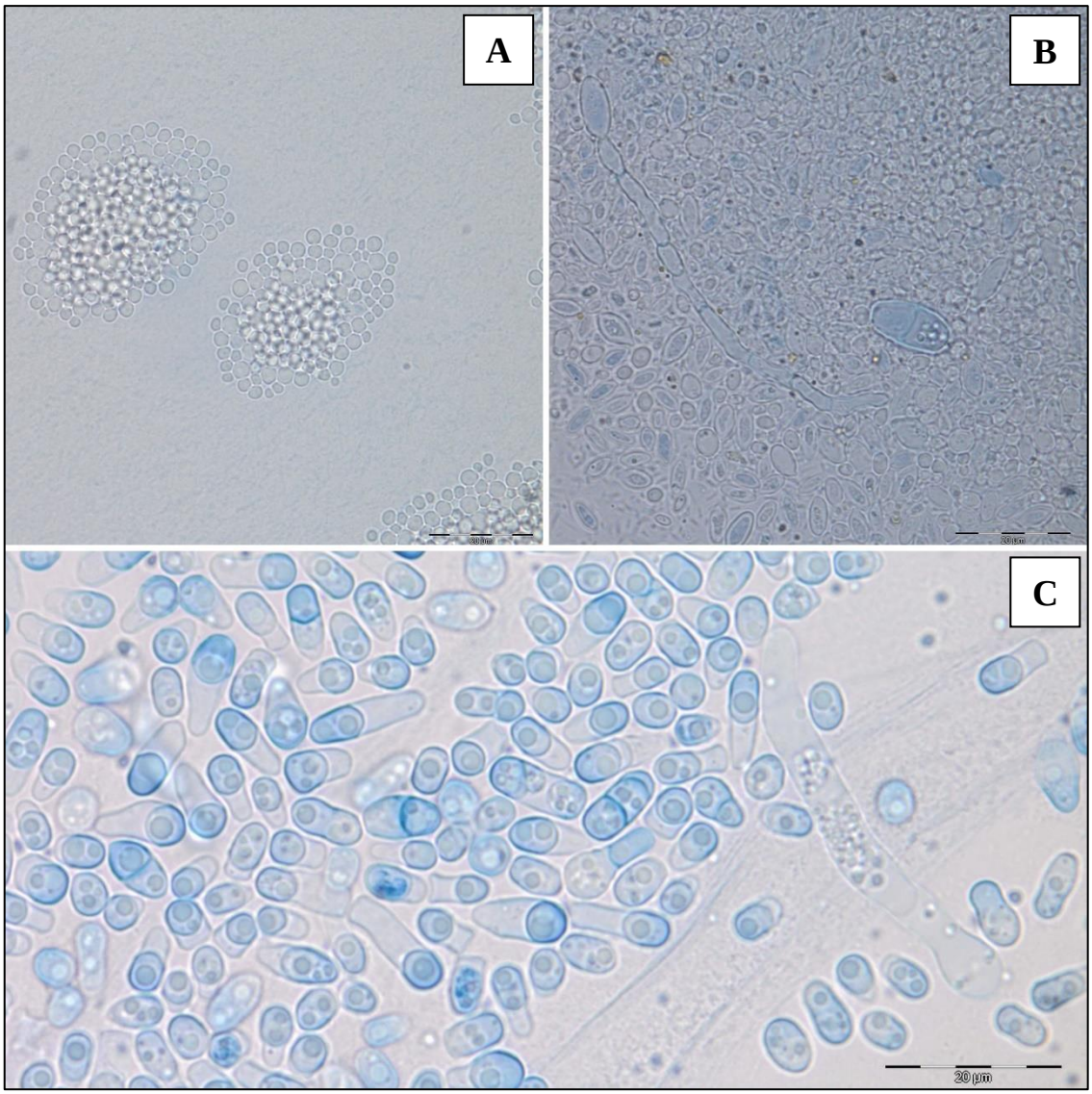


Tablica 22B. Gatunki izolowane wyłącznie z plaż i boisk do siatkówki plażowej jeziora Ukiel **A** – *Lipomyces lipofer* 1000x; **B** – *Lipomyces starkeyi* 1000x; **C** – *Lodderomyces elongisporus* 1000x; **D** – *Nadsonia commutata* 1000x;
Board 22B. Species isolated only from beaches and beach volleyball courts of Lake Ukiel **A** – *Lipomyces lipofer* 1000x; **B** – *Lipomyces starkeyi* 1000x; **C** – *Lodderomyces elongisporus* 1000x; **D** – *Nadsonia commutata* 1000x



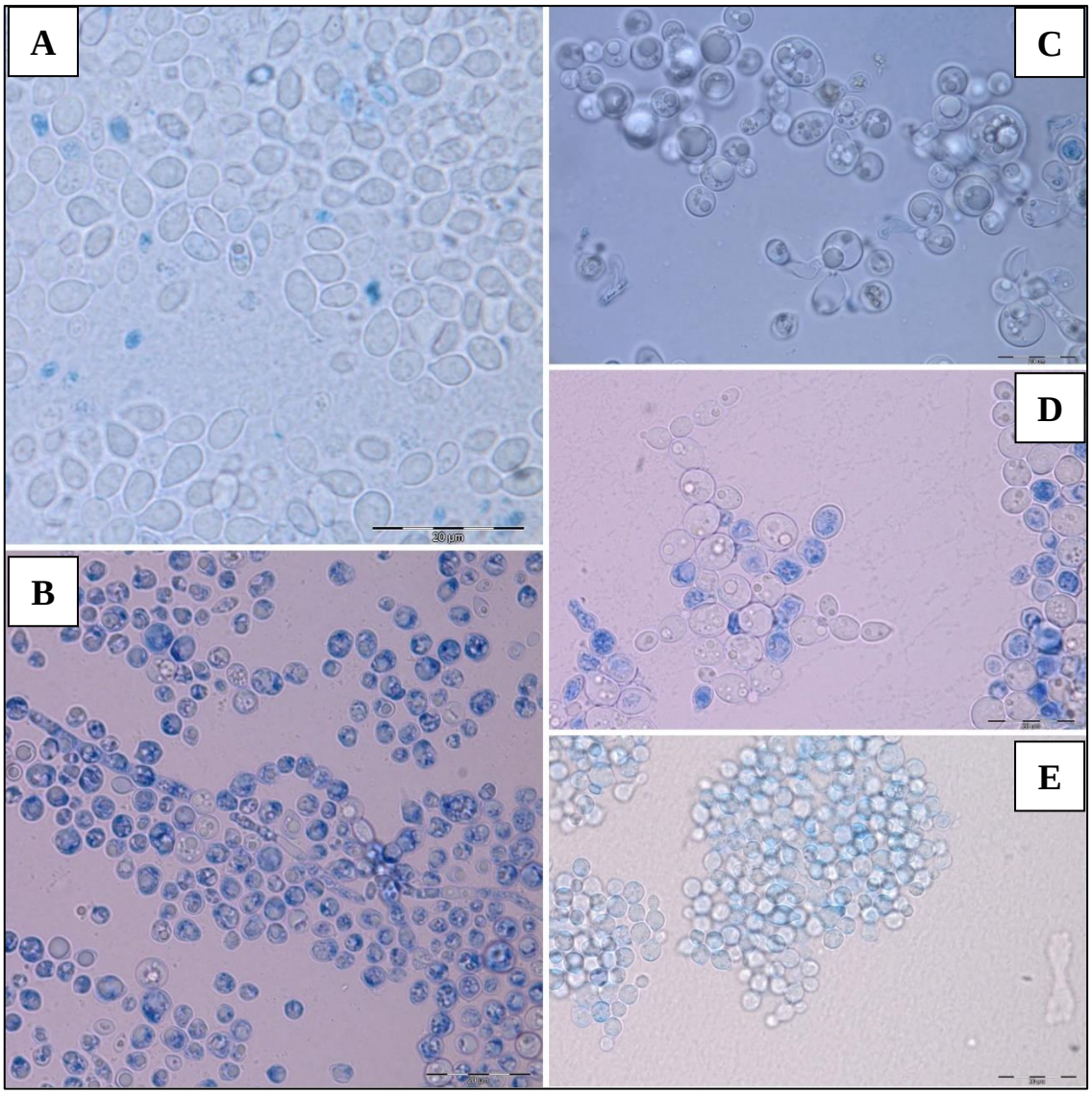
Tablica 22C. Gatunki izolowane wyłącznie z plaż i boisk do siatkówki plażowej jeziora Ukiel **A** – *Pichia fermentans* 1000x; **B** – *Pichia terricola* 1000x; **C** – *Rhodotorula babjevae* 1000x; **D** – *Wickerhamomyces anomalus* 1000x;

Board 22C. Species isolated only from beaches and beach volleyball courts of Lake Ukiel **A** – *Pichia fermentans* 1000x; **B** – *Pichia terricola* 1000x; **C** – *Rhodotorula babjevae* 1000x; **D** – *Wickerhamomyces anomalus* 1000x



Tablica 23. Gatunki izolowane najczęściej z boisk do siatkówki plażowej **A** – *Candida glabrata* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **C** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x;

Board 23. The species most often isolated from beach volleyball courts **A** – *Candida glabrata* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **C** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x



Tablica 24. Gatunki izolowane wyłącznie z boisk do siatkówki plażowej **A** – *Curvibasidium nothofagi* 1000x; **B** – *Lachancea thermotolerans* 1000x; **C** – *Lipomyces starkeyi* 1000x; **D** – *Rhodotorula babjevae* 1000x; **E** – *Saccharomycopsis javanensis* 1000x;

Board 24. Species isolated only from beach volleyball courts **A** – *Curvibasidium nothofagi* 1000x; **B** – *Lachancea thermotolerans* 1000x; **C** – *Lipomyces starkeyi* 1000x; **D** – *Rhodotorula babjevae* 1000x; **E** – *Saccharomycopsis javanensis* 1000x

4. Dyskusja

Królestwo grzybów obejmuje organizmy heterotroficzne o bardzo szerokim potencjalne ekologicznym (BABIČ i in. 2022). W dużej mierze jest on warunkowany odżywianiem na drodze osmotrofii pierwotnej. Uwalnianie egzoenzymów do środowiska umożliwia pozyskiwanie energii nawet ze złożonych związków cukru takich jak: lignina, celuloza i wielopierścieniowe węglowodory. Grzyby mogą prowadzić nawet rozkład enzymatyczny plastików i innych tworzyw sztucznych. Produkty trawienia zewnątrzkomórkowego są następnie wchłaniane na drodze osmozy (BABIČ i in. 2022; DYNOWSKA i in. 2008; CIECIERSKA i DYNOWSKA 2013). Dzięki tym właściwościom mikrogrzyby, w tym drożdże, mogą zasiedlać większość ekosystemów ziemskich, pod warunkiem odpowiedniej dostępności tlenu, niezbędnego do rozkładu materii organicznej. Zaliczamy do nich również środowisko wodne i napowietrzone warstwy gleby (CIECIERSKA i DYNOWSKA 2013; BABIČ i in. 2022).

Na uwagę zasługują grzyby ekstremofilne izolowane z bardzo wymagających nisz ekologicznych, takich jak: pustynie (AMEEN i in. 2022), środowiska polarne (MISIAK i in. 2020), czy słone zbiorniki wodne i solanki (AZPIAZU-MUNIOZGUREN i in. 2021; BABIČ i in. 2022). W tym kontekście szczególnie interesujące środowisko stanowi piasek plaż, bogaty w materię organiczną pochodzenia roślinnego, zwierzęcego i antropogenicznego (CALVÃO i in. 2013; BABIČ i in. 2022). Liczne badania wskazują, że piasek na plażach może charakteryzować bardzo zróżnicowana mykobiota, wśród której notuje się także grzyby powodujące infekcje u ludzi, co podkreśla konieczność badania tej niszy ekologicznej w kontekście ochrony zdrowia użytkowników (SOLO-GABRIELE i in. 2016; FRENKEL i in. 2022). Działania w tym kierunku mogą mieć implikacje na zdrowie publiczne, prowadząc do opracowania środków zaradczych i poprawiających jakość sanitarną piasku (FRENKEL i in. 2022).

Jedną z motywacji do podjęcia badań własnych stanowił brak regulacji prawnych i norm referencyjnych dotyczących zanieczyszczenia mykologicznego piasku. Przepisy bezpieczeństwa i monitoring sanitarno-epidemiologiczny plaż rekreacyjnych obejmują jedynie wskaźniki chemiczne, fizyczne i bakteriologiczne w wodach kąpieliskowych, z pominięciem mikrogrzybów i piasku jako środowiska. Na wspomniany problem prawny zwrócono również uwagę w innych pracach (JANG i in, 2017; BABIČ i in. 2022; FRENKEL i in. 2022). Inni autorzy wskazują z kolei na unikalną i złożoną strukturę piasku, która wymaga wyjścia poza standardowe parametry kontroli kąpielisk oraz opracowania

niezależnych standardów kontroli jakości i norm mikrobiologicznych w celu zapewnienia bezpieczeństwa użytkowników plaż (BRANDÃO i in. 2022).

Z przeprowadzonego przeglądu literatury wynika, że wiedza na temat ekologii i struktury zbiorowisk mikrogrzybów, w tym drożdży, w piasku plaż jest znacząco ograniczona i stanowi rozwojowe pole do badań. Dotyczy to szczególnie struktury taksonomicznej i identyfikacji mikrogrzybów autochtonicznych tych zbiorowisk, oraz czynników wpływających na ich zmienność. Artykuły dotyczą zazwyczaj badań pilotażowych i nie opisują długoterminowych trendów w zakresie zmian mykobioty plaż i związanego z nią narażenia mikrobiologicznego. Jedną z szerszych analiz w tym zakresie przeprowadzono w ramach projektu „Mycosands", angażującego 13 krajów. Celem inicjatywy było pozyskanie obszernych danych na temat mykobioty piasku i wody plaż na całym świecie. W ramach projektu przebadano 91 kąpielisk słodko- i słonowodnych i wykazano w obrębie piasku plaż niemal 300 taksonów mikrogrzynów (BRANDÃO i in. 2021).

Analiza ilościowa i pula gatunkowa mikrogrzybów w piasku na plaż jest zależna od licznych czynników atmosferycznych i środowiskowych, wśród których należy wymienić: aktywność wody, długotrwałe promieniowanie UV, ciśnienie powietrza, liczbę godzin słonecznych, obecność i aktywność ludzi, roślin i zwierząt, obmywanie przez wodę, objętość opadów, odczyn, prędkość wiatru, temperaturę, wilgotność powietrza, zasolenie, czy zawartość substancji odżywczych. Wszystkie te czynniki warunkują zmienność struktury objętościowej i taksonomicznej mykobioty w piasku plaż (BRANDÃO i in. 2021, 2022; BABIČ i in. 2022; FRENKEL i in. 2022). W trakcie badań własnych prowadzono każdorazowo pomiar temperatury, wilgotności powietrza i indeksu UV oraz oceniano wpływ tych parametrów na liczbę pozyskanych izolatów i średnią koncentracje szczepów w 1 g gleby. Analiza statystyczna wykazała jedynie istotny wpływ temperatury powietrza na średnią koncentrację szczepów w piasku (co do zasady wyższa temperatura warunkowała większą średnią koncentrację szczepów). Taką obserwację potwierdzają pośrednio i bezpośrednio inne badania. W pracy BRANDÃO i in. (2022) wskazano na bezpośredni wpływ temperatury na przeżywalność i trwałość mikroorganizmów w wodzie i piasku. Ponadto zasugerowano możliwy związek pomiędzy globalnym ociepleniem, a kinetyką wzrostu drobnoustrojów. Autorzy wskazują jednak, że mimo ogólnego przekonania, że wzrost temperatury sprzyja rozwojowi drobnoustrojów, to w przypadku mikroorganizmów

mezofilnych zbyt wysoka temperatura będzie działać na nie limitująco, z kolei sprzyjać rozwojowi patogenów, preferujących warunki zbliżone do temperatury ciała ludzkiego (BROOKES i CAREY 2011; BRANDÃO i in. 2022). Przykład mogą stanowić drożdże z rodzaju *Candida*, które wykazują właściwości kserotolerancyjne (SHAH i in. 2011). Ponadto BRANDÃO i in. (2022) wskazują na wpływ wzrostu temperatury na inne parametry środowiskowe, kształtujące strukturę mikrobiologiczną plaż. Z kolei w badaniach BRANDÃO i in. (2021) szczegółowe analizy wykonane w ramach projektu „Mycosands", wykazały negatywną korelację między liczebnością grzybów w piasku, a długością ekspozycji na promieniowanie słoneczne. Co prawda w badaniu nie stwierdzono statystycznego wpływu maksymalnej temperatury na liczebność konsorcjów drożdży w piasku, ale potwierdzono, że wzrost temperatury jest wprost proporcjonalny do długości ekspozycji na promienie słoneczne. Wskazano również na możliwy wpływ temperatury na żywotność patogenów w piasku, w tym mikrogrzybów opornych na mykostatyki. Ponadto, podobnie jak w badaniach własnych, nie stwierdzono istotnego statystycznie wpływu wilgotności powietrza na liczebność drożdży w jednym gramie gleby (BRANDÃO i in. 2021).

Nie wykazano istotnych statystycznie różnic w sumarycznej liczbie pozyskanych izolatów i sumarycznej koncentracji szczepów pomiędzy sezonem 2018-2019 i 2019-2020, mimo zamknięcia plaż i odwołania imprez kulturalnych i sportowych w okresie od lipca 2020 do końca przyjętego sezonu badawczego, z uwagi na pandemię COVID-19. Niemniej w pierwszym sezonie badawczym (bez pandemii) wyizolowano średnio niemal dwukrotnie więcej drożdży. W ramach szerszej analizy zestawiono dane na przestrzeni poszczególnych miesięcy sezonu (kwiecień-październik) w celu porównania ich ze sobą i oceny wpływu etapów sezonu na pozyskaną liczbę izolatów i liczebność drożdży w glebie. Wykazano, że o ile różnice w pozyskanej liczbie izolatów nie są istotne statystycznie, to w przypadku koncentracji szczepów w glebie odnotowano takie różnice między kwietniem i lipcem. Podobną obserwację poczynili inni badacze, wskazując na wzrost popularności zbiorników wodnych jako miejsc rekreacji, oraz organizacji imprez sportowych i kulturalnych. Dotyczy to szczególnie plaż w okolicy dużych ośrodków miejskich, co według autorów może przyczyniać się do większego obciążenia środowisk plażowych drobnoustrojami (BRANDÃO i in. 2022). Przykład może stanowić wzrost infekcji mikrobiologicznych związany z nagłym wzrostem liczby użytkowników plaż opisany przez KAUPPINEN i in. (2017) oraz LINDAHL

i GRACE (2015). Można więc przypuszczać, że koncentracja mikrogrzybów w piasku plaż jest pozytywnie skorelowana z liczbą ich użytkowników. Stąd więcej izolatów pozyskanych w sezonie bez pandemii COVID-19, gdyż plaże były czynne we wszystkie miesiące sezonu badawczego. Prawdopodobnej przyczyny takiej zależności można upatrywać w tym, że człowiek może zawlekać drobnoustroje z poza ekosystemu jeziornego, na przykład na produktach spożywczych lub stanowiące element jego mykobioty fizjologicznej. Ponadto stanowi wektor transmisji mikrogrzybów pomiędzy poszczególnymi elementami ekosystemu jeziornego (AL-YASIRI i in. 2017; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020; LANIRI i HEITMAN 2020; RIESUTE i in. 2021; FRENKEL i in. 2022). Powyższe zagadnienie wymaga jednak dalszej analizy, szczególnie w kontekście liczby użytkowników, której nie przeprowadzono w sposób porównywalny. Wynika to z niepełnych danych w zakresie przepływu ludności pozyskanych od nadzorców badanych plaż miejskich (w okresie pandemii COVID-19 nadzorca nie prowadził ewidencji liczby użytkowników, a w pozostałych okresach sezonu przyjmował inny czas trwania sezonu w zależności od kąpieliska).

Dodatkowo dokonano podsumowania średniej koncentracji drożdży w piasku plaż pomiędzy poszczególnymi jeziorami. W obu sezonach badawczych najwyższą średnią koncentrację drożdży w piasku odnotowano dla jeziora Skanda, a najniższą dla jeziora Tyrsko. Powyższe obserwacje mogą wynikać ze znacząco ograniczonej powierzchni plaży nad jeziorem Tyrsko, która znacznie ogranicza przepływ użytkowników, w porównaniu z plażami nad jeziorem Skanda. W celu porównania wartości koncentracji szczepów i liczby pozyskanych izolatów w danym miesiącu pomiędzy plażami badanych jezior dokonano zestawienia powyższych danych. Dla żadnego z miesięcy sezonu badawczego nie wykazano istotnych różnic pomiędzy poszczególnymi jeziorami. Prawdopodobną przyczynę tej obserwacji stanowi położenie plaż w granicach administracyjnych tego samego miasta i jednakowe warunki atmosferyczne w dniu pobierania prób.

Nie wykazano związku statystycznego między porą roku, a liczbą pozyskanych izolatów i koncentracją drożdży w glebie. Podobne wyniki otrzymali BRANDÃO i in. (2021), nie stwierdzając w swoich badaniach istotnych statystycznie różnic między koncentracją drożdży zarówno w piasku plaż, jak i wodzie, w zestawieniu z przyjętymi w badaniach porami: jesień/zima i wiosna/lato. Na tej podstawie, można przypuszczać,

że strukturę liczbową drożdży w piasku plaż determinuje nie tyle pora roku, co panujące przez dłuższy czas warunki atmosferyczne.

W badaniach własnych próby pobierano rano (8:00-10:00) i wieczorem (19:00-21:00). Nie stwierdzono istotnych zmian w strukturze ilościowej i liczbie izolatów drożdży pomiędzy tymi porami doby. Wyjaśnienia można upatrywać w pracach KOSSOWSKIEGO (2005) oraz WOJKOWSKIEGO i SKOWERY (2017), w których analizowano związki temperatur gleby i powietrza. Najsilniejszą korelację między temperaturą powietrza i gleby stwierdzono wiosną i jesienią, a najsłabszą latem. Autorzy podkreślają wpływ innych czynników na temperaturę gleby, takich jak: intensywność opadów zwiększającą korelację między temperaturą powietrza i gleby, oraz zaleganie warstwy śniegu, powodujące odwrotny efekt. Co więcej autorzy wskazują na związki między temperaturą powietrza i nasłonecznieniem, a temperaturą gleby, stwierdzając, że dobowa amplituda temperatur gleby i zależność temperatury gleby od temperatury powietrza maleje wraz z głębokością. Na tej podstawie można stwierdzić, że wpływ temperatury i nasłonecznienia na glebę maleje wraz z głębokością profilu glebowego. Pozwala to wnioskować, że piasek jest mniej podatny na zmiany temperatury niż powietrze atmosferyczne i wolniej oddaje ciepło. Próby do badań własnych pobierano z dwóch głębokości: 10 i 50 cm, co w znacznym stopniu ogranicza krótkoterminowy wpływ czynników atmosferycznych na strukturę liczbową drożdży. Powyższa obserwacja może uzasadniać niewykazanie istotnych zmian w liczebności pozyskanych izolatów i koncentracji drożdży w piasku w cyklu dobowym.

W trakcie analizy z podziałem na głębokości niemal dwukrotnie więcej izolatów pozyskano z głębokości 10 cm niż z 50 cm. Również koncentracja drożdży na głębokości 10 cm była zauważalnie wyższa. Trend ten utrzymał się także w podziale na poszczególne sezony badawcze, chociaż różnice te nie były istotne statystycznie. Taka obserwacja może być warunkowana większą zawartością węgla organicznego, wody i tlenu w wierzchnich warstwach gleby, w których dochodzi do mieszania się warstw piasku. Inne prace wskazują te czynniki jako kluczowe dla dynamiki gęstości mikrogrzybów w przebiegu profilu glebowego. FANG i MONCRIEFF (2005) podkreślają, że rozmieszczenie rezerwuarów węgla organicznego i dostępność tlenu maleje wraz z głębokością profilu glebowego. Autorzy zaznaczają, że ten trend nie zmienia się znacząco w zależności od klimatu i jest charakterystyczny dla gleb we wszystkich ekosystemach. Oznacza to, że oddychanie biologiczne i rozwój biomasy organizmów

wykazujących powinowactwo do tlenu zachodzi najintensywniej w powierzchniowych warstwach gleby. Z kolei GRISHKAN i KIDRON (2016) stawiają tezę, że rozmieszczenie i liczebność zbiorowisk grzybów na różnych głębokościach profilu glebowego jest zależna od dostępności materii organicznej, wody, napowietrzenia, zasolenia i promieniowania UV. Podkreślają, że związek między mykobiotą, a głębokością profilu glebowego jest skomplikowany i nieliniowy. Wskazują jednak, że rozmieszczenie grzybów w profilu glebowym jest silnie zależne od porowatości podłoża, która determinuje przepływ wody, a w konsekwencji napowietrzenie gleby i rozmieszczenie materii organicznej. Również BRANDÃO i in. (2021) podkreślają wpływ struktury piasku na koncentrację mikrogrzybów. W swoich badaniach określili średnią liczbę mikrogrzybów na plażach piaszczystych na poziomie 6,4 x 10^3 jtk/g, a niepiaszczystych 3,0 x 10^2 jtk/g wskazując, że różnice te były istotne statystycznie (p=0,026). Co więcej wykryli oni drożdże z rodzajów *Candida*, *Cryptococcus* i *Rhodotorula* tylko na plażach piaszczystych. W badaniach GRISHKAN i KIDRON (2016) wskazują, że dynamika zmian zagęszczenia mikrogrzybów zmienia się wraz z głębokością profilu glebowego, głównie z powodu różnic w dostępności związków węgla. W przypadku piasku plaż wykazują mniejszą koncentrację mikrogrzybów niż w glebach i podobnie jak w badaniach własnych, malejącą liczbę pozyskanych izolatów wraz z głębokością. Co więcej we wszystkich piaskowych profilach badanych przez GRISHKAN i KIDRON (2016) gęstość biomasy drobnoustrojów zmieniała się fluktuacyjnie osiągając wartości maksymalne w powierzchniowych warstwach (0,2-2 cm), drugi szczyt na głębokości 5-10 cm, następnie notując gwałtowny spadek koncentracji mikrogrzybów, aż do najgłębszej badanej warstwy (50 cm). Powyższe obserwacje pokrywają się z wynikami własnych badań.

Sumarycznie nieznacznie więcej szczepów izolowano z plaż nienadzorowanych, jednak porównanie koncentracji drożdży i liczby szczepów pobranych z piasku plaż nadzorowanych i nienadzorowanych nie wykazało różnic istotnych statystycznie. Prawdopodobną przyczyną takiej obserwacji może być fakt, że wszystkie badane plaże, niezależnie od nadzoru, są wykorzystywane w sezonie w celach rekreacyjnych. Co więcej spośród nienadzorowanych plaż, tylko plaża nad jeziorem Skanda nie ma profesjonalnie wyznaczonego kąpieliska. Należy również podkreślić, że nadzorca prowadzi cykliczne uzupełnianie piasku na najczęściej uczęszczanych plażach nadzorowanych (Miejska, Omega, Skanda) produkowanym w żwirowni piaskiem płukanym o średnicy

0,2 mm. Może to wpływać na koncentrację drożdży zwłaszcza w powierzchniowych warstwach piasku, w obrębie których zachodzi mieszanie. To samo zagadnienie poruszyli FRENKEL i in. (2022) badając plaże w miejskie i pozamiejskie w Izraelu. Autorzy wskazują, że obciążenie plaż mikrogrzybami jest zależne od liczby użytkowników, oraz umiejscowienia plaż i aktywności sportowej. Z kolei badania w ramach inicjatywy „Mycosands", podsumowane w pracy BRANDÃO i in. (2021) wskazują na brak różnić istotnych statystycznie zarówno w ogólnej koncentracji grzybów, jak i samych drożdży w piasku pomiędzy plażami miejskimi i pozamiejskimi, co koresponduje z badaniami własnymi. Można przypuszczać, że poza sprzątaniem i uzupełnianiem piasku, fakt nadzoru nad plażą nie ma znaczącego wpływu na koncentrację drożdży w piasku. Należy jednak podkreślić, że nadzór może zachęcać uczestników do korzystania z takich plaż, kosztem plaż nienadzorowanych, a tym samym wpływać na liczbę użytkowników, która determinuje strukturę ilościową i taksonomiczną mykobioty (BIEDUNKIEWICZ i in. 2020; BRANDÃO i in. 2022; FRENKEL i in. 2022).

Do najczęściej notowanych drożdży w obrębie plaż zalicza się przedstawicieli rodzajów: *Aureobasidium*, *Candida*, *Geotrichum*, *Exophiala*, *Metschnikowia*, *Rhodothorula* i *Yarrowia* (LIBKIND i in. 2017; BABIČ i in. 2022; FRENKEL i in. 2022). W badaniach własnych piasku plaż kąpielisk jeziornych wyizolowano niemal 300 szczepów, wśród których odnotowano 49 rodzajów, w tym *Aureobasidium, Candida, Exophiala, Metschnikowia* i *Rhodotorula*, co potwierdza, że gatunki te są charakterystyczne dla tej niszy ekologicznej.

Dane literaturowe wskazują, że w wodach jeziornych najczęściej notowane są rodzaje: *Candida, Cryptococcus, Geotrichum, Hansenula, Pichia, Rhodotorula, Saccharomyces, Sporobolomyces* i *Trichosporon* (DYNOWSKA i BIEDUNKIEWICZ 2013; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020; BRANDÃO i in. 2021). Drożdże należące do 5. z powyższych rodzajów izolowano z piasku plaż jeziornych w badaniach własnych. Z kolei w przypadku fyllosfery do najczęściej izolowanych rodzajów zaliczają się: *Candida, Cryptococcus, Debaryomyces, Metschnikowia, Pichia, Saccharomyces* i *Rhodotorula* (KACHALKIN i in. 2008; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020; BRANDÃO i in. 2021; GOUKA i in. 2022). Wszystkie te rodzaje izolowano z piasku w ramach przeprowadzonych badań. Co więcej, podsumowanie wieloletnich badań prowadzonych przez Biedunkiewicz, wykazało ponad 40 rodzajów drożdży izolowanych z wód jeziornych na terenie miasta Olsztyn i 16 występujących na sąsiadującej z nimi roślinności wodnej (BIEDUNKIEWICZ

i in. 2020). W prowadzonych badaniach własnych piasku plaż tych samych jezior stwierdzono 21 rodzajów spośród wykazanych w pracy BIEDUNKIEWICZ i in. (2020) w wodzie jeziornej (48,8%) i 13 izolowanych z fyllosfery (81,3%). Powyższe obserwacje świadczą o cyrkulacji mikrogrzybów pomiędzy poszczególnymi ogniwami ekosystemu jeziornego, między innymi podczas obmywania piasku i roślinności przez wodę jeziorną, oraz w wyniku spływów powierzchniowych i podpowierzchniowych powodowanych przez opady. Dodatkowo wtórny wektor takiej transmisji mogą stanowić użytkownicy plaż oraz bytujące na niej zwierzęta, np. ptactwo wodne. Przykładowo obecność ptaków takich jak gołębie i mewy przyczynia się do zanieczyszczenia piasku i wody odchodami, które mogą być źródłem drożdży chorobotwórczych z rodzaju *Cryptococcus* (MOSCHETTI i in. 2017, BIEDUNKIEWICZ i in. 2020; BRANDÃO i in. 2021, 2022; BABIČ i in. 2022).

W trakcie badań stwierdzono 5 izolatów wielogatunkowych i zidentyfikowano gatunki wchodzące w ich skład. Było to możliwe dzięki wykorzystaniu mikrohodowli na agarze Nickersona, prowadzonych w komorach wilgotnych. Specyfika podłoża i unikalne warunki prowadzenia takiej hodowli stymulują drożdże do uwidoczniania istotnych diagnostycznie elementów struktury pseudogrzybni i komórek wegetatywnych (DYNOWSKA i EJDYS 2011; BAŁABAŃSKI 2016, 2018; BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020; KULESZA i in. 2021). SIBLEY i in. (2012) zwrócili uwagę na problem zawodności metod molekularnych w identyfikacji izolatów wielogatunkowych. Biorąc pod uwagę częstość występowania mykoz o etiologii wielogatunkowej może to stanowić istotne ograniczenie dla skutecznego przebiegu toku diagnostycznego. Przykładowo RICKERTS i FRIEDRICK (2012) wskazują, że niemal co trzeci pacjent zagrożony fungemią wywołaną przez rodzaj *Candida* jest skolonizowany przez więcej niż jeden gatunek drożdży. W związku z powyższym należy stwierdzić, że synergiczne stosowanie klasycznych i molekularnych metod identyfikacji drożdży zwiększa skuteczność oznaczeń i powinno stanowić „złoty standard" w laboratoriach mykologicznych. Dotyczy to szczególnie problematycznych izolatów wielogatunkowych.

W badaniach własnych najczęściej izolowano gatunki *Barnettozyma californica, Candida glabrata, Cutaneotrichosporon moniliiforme, C. jirovecii, Debaryomyces hansenii, Schwanniomyces polymorphus, Solicoccozyma aeria*. Liczne prace naukowe wskazują te gatunki jako mikroorganizmy glebowe lub często izolowane z gleby, w tym piasku plaż (YURKOW 2018; CHRISTON 2019; VADKERTIOVÁ i in. 2019;

SAMARASINGHE i in. 2021; BRANDÃO i in. 2021, 2022; KAEWKRAJAY i in. 2021). W tym świetle dominację izolatów zakwalifikowanych do powyższych gatunków w badaniach własnych można uznać za obserwację konwencjonalną. Wskazuje to również na fakt, że profil strukturalny i taksonomiczny plaż nie odbiega znacząco od innych gleb.

Dokonując porównania struktury taksonomicznej pomiędzy przyjętymi sezonami badawczymi wykazano 22 gatunki i 1 rodzaj (szczepy oznaczone tylko do rodzaju) wspólne dla obu sezonów badawczych. W obrębie tej grupy jedynie w przypadku gatunków *Pichia membranifaciens* i *Schwanniomyces polymorphus*, które notowano w liczbie 3 izolatów lub więcej, stwierdzono podobną liczbę izolatów w obu sezonach badawczych. Drugi z nich izolowano dwukrotnie częściej. Może to świadczyć o tym, że są to gatunki autochtoniczne dla badanych środowisk i niezależne od sezonowości. Potwierdza to YURKOW (2018) klasyfikując *Schwanniomyces polymorphus* do grupy drożdży glebowych. Na obecność *Pichia membranifances* w glebie, wodach jeziornych i piasku plaż wskazano w innych pracach (KURTZMAN i FELL 2000; BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016; SALAH i in. 2021). W przypadku gatunków: *Barnettozyma californica, Candida glabrata, Cutaneotrichosporon moniliiforme, Debaryomyces hansenii* i *Soliccocozyma aeria* w każdym z sezonów notowano po 3 izolaty lub więcej, jednak rozbieżność w liczbie izolatów pomiędzy poszczególnymi sezonami była zauważalnie większa. Można przypuszczać, że gatunki te są charakterystyczne dla badanych nisz ekologicznych ale wrażliwe na sezonowe zmiany parametrów środowiskowych, takich jak warunki meteorologiczne, czy przepływ użytkowników plaż i ich aktywność. Inne prace potwierdzają obecność tych rodzajów w wodzie jeziornej i piasku plaż (BIEDUNKIEWICZ 2007; BIEDUNKIEWICZ i BARANOWSKA 2011; BIEDUNKIEWICZ i in. 2013; BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016; YURKOW 2018; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020; BRANDÃO i in. 2021, 2022; KAEWKRAJAY i in. 2021) Stwierdzono 14 gatunków drożdży i dwa rodzaje występujące tylko w sezonie 2018-2019. Pośród nich dominowały *Schwanniomyces capriotti* i *Tausonia pullulans.* Pierwszy z nich VADKERTIOVÁ i in. (2017) zaklasyfikowali do drożdży glebowych. Z kolei gatunek *Tausonia pullulans* jest związany z roślinami, glebą i produktami żywnościowymi oraz wykazuje właściwości psychrotolerancyjne. Charakteryzuje się również wysoką aktywnością enzymatyczną, umożliwiającą zasiedlanie wielu środowisk (TROCHINE i in. 2022). 31 gatunków i 2 rodzaje, stwierdzono tylko w sezonie 2019-2020.

Wśród nich w liczbie 3 izolatów lub więcej stwierdzono: *Cryptococcus amylolentus*, *Dipodascus albidus*, *Exophiala jeanselmei*, *Mycogloea nipponica*, *Oosporidium margaritiferum*, *Papiliotrema laurentii*, *P. pseudoalba* i *Saccharomyces bayanus*. Dominowały *C. amylolentus*, *M. nipponica* i *O. margaritiferum*, z których wszystkie notowano w glebie lub wodzie jeziornej, skąd mogły ulec transmisji do piasku (KURTZMAN i FELL 2000; KIRSCHNER 2003; BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016). Występowanie gatunków tylko w jednym sezonie badawczym może świadczyć o ich okresowym bytowaniu w środowisku piasku plaż, mimo iż niektóre z nich literatura klasyfikuje jako grzyby glebowe. Powyższe obserwacje mogą być wynikiem podatności tych gatunków na zmiany parametrów środowiskowych i ekologicznych na przestrzeni sezonów badawczych.

Oceniono zmiany struktury taksonomicznej w cyklu dobowym. W trakcie badań odnotowano 34 gatunki i 3 rodzaje (szczepy oznaczone tylko do rodzaju) występujące w próbkach piasku pobieranych zarówno rano, jak i wieczorem. Spośród drożdży pozyskanych w liczbie izolatów 3. lub więcej w każdej porze dnia, gatunki, dla których pozyskano podobne liczby izolatów rano i wieczorem to: *Barnettozyma californica*, *Candida glabrata*, *Citeromyces matritensis*, *Cutaneotrichosporon jirovecii*, *C. moniliiforme*, *Debaryomyces hansenii*, *Pichia membranifaciens*, *Schwanniomyces capriottii*, *S. polymorphus* i *Solicoccozyma aeria*. Powyższa obserwacja może wskazywać, że są to gatunki rodzime lub charakterystyczne dla badanych środowisk i rozwijają się niezależnie od cyklu dobowego. Liczne prace naukowe potwierdzają ten wniosek i klasyfikują wymienione drożdże jako charakterystyczne lub najczęściej izolowane z ekosystemów jeziornych i glebowych, w tym piasku plaż (YURKOW 2018; CHRISTON 2019; VADKERTIOVÁ i in. 2019; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020; SAMARASINGHE i in. 2021; BRANDÃO i in. 2021, 2022; KAEWKRAJAY i in. 2021). Odnotowano 15 gatunków izolowanych tylko rano oraz 18 gatunków i 2 rodzaje notowane tylko wieczorem. W przypadku wszystkich gatunków izolowanych tylko o jednej porze dnia, liczba izolatów wynosiła 3 lub mniej. Co więcej, łącznie izolaty te stanowiły zaledwie 14,5% wszystkich izolatów pozyskanych rano i wieczorem. Na tej podstawie można założyć, że gatunki te są allochtoniczne względem badanych nisz ekologicznych. Co więcej, z uwagi na bardzo ograniczoną liczbę izolatów w przypadku gatunków notowanych tylko o jednej porze dnia można przypuszczać, że dobowy cykl nie ma istotnego wpływu na strukturę taksonomiczną mykobioty piasku.

Jest to obserwacja zbieżna z analizą tego parametru w kontekście koncentracji szczepów, gdzie również nie wykazano istotnego związku. Cykl dobowy wiąże się przede wszystkim ze zmianą warunków meteorologicznych, a według danych literaturowych dopiero długotrwałe odziaływanie określonych czynników atmosferycznych może wpływać na strukturę taksonomiczną i koncentrację mikrogrzybów w glebie (KOSSOWSKI 2005; GRISHKAN i KIDRON 2016; WOJKOWSKI i SKOWERA 2017; BRANDÃO i in. 2021). KOSSOWSKI (2005) wskazuje, że wyjątek mogą stanowić najbardziej powierzchniowe warstwy gleby lub piasku (do głębokości 1 cm), próby do badań własnych pobierano z głębokości 10. i 50. cm.

W trakcie badań zaobserwowano różnice w strukturze taksonomicznej konsorcjów glebowych w zależności od głębokości profilu glebowego. Dominująca część pozyskanych izolatów obejmowała gatunki występujące na obu głębokościach. Łącznie odnotowano 25 takich gatunków i 2 rodzaje (szczepy oznaczone tylko do rodzaju). Spośród gatunków wspólnych dla obu głębokości wyróżniono te, dla których notowano 3 izolaty lub więcej na obu głębokościach, a liczba izolatów pomiędzy głębokościami była podobna. Były to: *Candida glabrata, Debaryomyces hansenii, Mycogloea nipponica, Oosporidium margaritiferum* i *Schwanniomyces polymorphus.* Na tej podstawie można przypuszczać, że te gatunki mogą rozwijać się przy ograniczonym dostępie tlenu i są mniej podatne na zmiany jego zawartości. Wśród wszystkich 25. gatunków stwierdzonych na obu głębokościach 15 izolowano częściej z głębokości 10. cm, 6 z głębokości 50. cm, a 4 z obu głębokości tak samo często. W przypadku pierwszej z tych grup rozbieżności w liczbie izolatów pomiędzy poszczególnymi głębokościami wynosiły nawet do 10. izolatów, podczas gdy dla grupy drugiej były to maksymalnie 3 izolaty. Co więcej w badaniach własnych odnotowano 29 gatunków i 2 rodzaje występujące tylko na głębokości 10 cm, co o może wskazywać na ich wysokie powinowactwo do tlenu. W tej grupie gatunki *Citeromyces matritensis, Dipodascus albidus, Naganishia albida* i *Torulaspora globosa* izolowano w liczbie 3 izolatów lub więcej. W przypadku głębokości 50 cm stwierdzono jedynie 13 gatunków, które można przypisać do grupy zdolnej do rozwoju w warunkach ograniczonego dostępu tlenu. Wśród nich nie mniej niż 3 krotnie izolowano: *Cyniclomyces guttulatus, Exophiala jeanselmei, Papilliotrema pseudoalba* i *Saccharomyces bayanys.* Struktura taksonomiczna mykobioty na głębokości 50. cm była więc zdecydowanie uboższa. Jest to trend jednoznacznie wskazujący, że drożdże mogą rozwijać się na różnych

głębokościach, jednak występują częściej w powierzchniowych warstwach gleby. Przypuszczalnie wynika to z faktu, że większość drożdży wymaga tlenu do wzrostu (MOOIMAN i in. 2021). Niemniej w pracach GONÇALVES i GONÇALVES (2022) oraz SUZUKI i in. (2015) autorzy wskazują, że drożdże mogą nabywać zdolność do rozwoju w warunkach beztlenowych na drodze horyzontalnego transferu genów. Wśród gatunków, które nie mogą rozwijać się w warunkach beztlenowych wymienia się *C. glabrata* i *D. hansenii,* natomiast do drożdży wykazujących zdolności rozwoju w warunkach beztlenowych zalicza się głównie reprezentantów rodzaju *Saccharomyces,* np. *S. bayanus, S. cerevisiae* czy *S. mikatae* (RODRIGUES i in. 2006). W badaniach własnych izolowano wszystkie te gatunki. Należy zaznaczyć, że *C. glabrata* i *D. hansenii* izolowano z obu głębokości, jednak w obu przypadkach więcej izolatów pozyskano z głębokości 10 cm. Z kolei *S. bayanus* i *S. mikatae* izolowano tylko z głębokości 50 cm, a *S. cerevisiae* z 10 i 50 cm, co stanowi zbieżność z analizami RODRIGUES i in. (2006). Powyższe wyniki świadczą o tym, że zawartość tlenu w glebie maleje wraz z głębokością profilu glebowego, co stanowi wyjaśnienie obserwacji własnych. Ten sam kierunek zmian zaobserwowano w przypadku koncentracji drożdży w zależności od głębokości. Badacze wskazują również na podobny trend w przypadku wody (KUTTY i PHILIP 2008). Należy podkreślić, że na bogactwo gatunkowe drożdży w poszczególnych warstwach gleby (piasku) mogą wpływać także inne czynniki, takie jak: struktura gleby (np. jej porowatość), zawartość związków organicznych (głównie węgla), dostępność wody, promieniowanie UV, zasolenie, czy temperatura (FANG i MONCRIEFF 2005; GRISHKAN i KIDRON 2016; BRANDÃO i in. 2021, 2022).

W badaniach własnych porównano strukturę taksonomiczną plaż nadzorowanych i nienadzorowanych. Stwierdzono 29 gatunków i 2 rodzaje (szczepy oznaczone tylko do rodzaju) występujące na plażach obu typów. Wśród nich, w liczbie izolatów 3. lub więcej, notowano: *Barnettozyma californica, Candida glabrata, Cutaneotrichosporon jirovecii, C. moniliiforme, Debaryomyces hansenii, Pichia membranifaciens, Schwanniomyces capriottii, S. polymorphus* i *Solicoccozyma aeria.* Wymienione gatunki wskazywano wcześniej jako charakterystyczne lub często izolowane ze środowisk glebowych i jeziornych (YURKOW 2018; CHRISTON 2019; VADKERTIOVÁ i in. 2019; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020; SAMARASINGHE i in. 2021; BRANDÃO i in. 2021, 2022; KAEWKRAJAY i in. 2021). W przypadku gatunków *C. glabrata* i *Barnettozyma californica* dwukrotnie więcej izolatów pozyskano z plaż nadzorowanych. Gatunek *Candida*

glabrata nierzadko stanowi element mykobioty fizjologicznej człowieka, a w stanach osłabienia odporności może również przechodzić w stadium patogeniczne (ROGALSKI 2010; BOUKLAS i in. 2017; BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020; BRANDÃO i in. 2021). Ponadto inne badania potwierdzają powszechność występowania drożdży z rodzaju *Candida* w wodzie jeziornej (BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020), a FRENKEL i in. (2022) wskazują, że ponad 80% gatunków drożdży wyizolowanych w prowadzonych badaniach występowała zarówno w piasku jak i wodzie. Gatunek *Barnettozyma californica* zaliczany jest do drożdży glebowych, występujących równie często w piasku (KURTZMAN i FELL 2000; YURKOW 2018). Był również izolowany z produktów spożywczych (DRUMONDE-NEVES i in. 2016) oraz wody, szczątków roślin i odchodów zwierzęcych (MULLEN i in. 2018). Powyższe obserwacje mogą sugerować, że dominacja omawianych gatunków na plażach nadzorowanych jest związana z aktywnością człowieka, ponieważ ten typ plaż cechuje zdecydowanie większa liczba użytkowników w sezonie letnim. Potwierdzają również fakt transmisji drożdży pomiędzy ogniwami ekosystemu jeziornego. W przypadku gatunków izolowanych wyłącznie z plaż nadzorowanych jedynie gatunek *Exophiala jeanselmei* notowano więcej niż dwukrotnie. Dane literaturowe na temat środowiska izolacji tego gatunku są ograniczone. Sporadycznie izolowano go z gleby i wody (SCHWINN i in. 1993; MARCIO i in. 2002). Może być również patogenem człowieka (SCHWINN i in. 1993; LIEF i in. 2011). Biorąc pod uwagę małą liczbę izolatów i ograniczone dane literaturowe, nie można jednoznacznie stwierdzić przyczyny wykazania tego gatunku tylko na plażach nadzorowanych. Mógł występować w glebie naturalnie, lub zostać zawleczony przez człowieka. Spośród gatunków izolowanych tylko z plaż nienadzorowanych dominowały: *Nadsonia fulvescens* var. *elongata*, *Papiliotrema pseudoalba* i *Vanderwaltozyma polyspora*. Dane literaturowe wskazują na związek tych gatunków glebą oraz roślinami i ich szczątkami (KURTZMAN i FELL 2000; CHANG i in. 2020). Występowanie gatunków tylko na plażach nienadzorowanych może być związane z faktem, że plaże te nie podlegają oczyszczaniu, które może prowadzić do usunięcia szczątków roślinnych. Na plażach nienadzorowanych nie prowadzi się również uzupełniania piasku.

Porównano strukturę taksonomiczną zgrupowań drożdży w piasku pomiędzy plażami poszczególnych jezior. Najwięcej gatunków izolowano z jezior Ukiel i Skanda, a najmniej z jeziora Tyrsko. Plaże nad tymi jeziorami mają najdłuższą linię brzegową

i powierzchnię użytkową oraz należą do najczęściej wykorzystywanych w celach rekreacyjnych. Długość linii brzegowej zwiększa powierzchnię obmywania piasku przez wodę, a użytkownicy plaż stanowią naturalny wektor dla mikrogrzybów, co sprzyja transmisji drożdży pomiędzy poszczególnymi ogniwami ekosystemu jeziornego (LOSSOW i in. 2005; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020). Duży przepływ użytkowników na plażach jezior Ukiel i Skand wynika również z faktu, że plaże nadzorowane są częściej wybierane w celach rekreacyjnych ze względów bezpieczeństwa, a występowały one wyłącznie w obrębie tych dwóch jezior. Plaża nad jeziorem Tyrsko jest zarządzana przez prywatnego właściciela i przeznaczona tylko dla gości okolicznego hotelu, co w dużym stopniu ogranicza liczbę użytkowników. LOSSOW i in. (2005) wskazują, że jeziora Kortowskie, Ukiel i Skanda mają charakter eutroficzny i wykazują wysoką produkcję pierwotną, która wiąże się z dużą zawartością azotu, tlenu i fosforu i co do zasady jest proporcjonalna do wzrostu zróżnicowania taksonomicznego. Z kolei jezioro Tyrsko mimo symptomów starzenia się, charakteryzuje się niską trofią i słabym zmineralizowaniem wód, co może ograniczać liczbę gatunków, które ulegają transmisji do piasku.

W badaniach własnych najczęściej izolowano w gatunki: *Barnettozyma californica*, *Candida glabrata*, *Cutaneotrichosporon moniliiforme, C. jirovecii, Debaryomyces hansenii, Schwanniomyces polymorphus, Solicoccozyma aeria*, co należy uznać za obserwację typową dla środowiska gleb i piasku (YURKOW 2018; CHRISTON 2019; VADKERTIOVÁ i in. 2019; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020; SAMARASINGHE i in. 2021; BRANDÃO i in. 2021, 2022; KAEWKRAJAY i in. 2021). 17 gatunków i jeden rodzaj (szczepy oznaczone tylko do rodzaju) izolowano z plaż więcej niż dwóch badanych jezior. Spośród nich: *Cutaneotrichosporon moniliiforme, C. jirovecii, Debaryomyces hansenii i Schwanniomyce caprottii* izolowano z piasku nad każdym z 4 badanych jezior. Inne badania potwierdzają występowanie gatunków należących do tych rodzajów w wodzie jeziornej i piasku plaż (BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016; LIBKIND i in. 2017; ZAJC i in. 2017; BIEDUNKIEWICZ i in. 2013; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020; KAEWKRAJAY i in. 2021). W związku powyższym można stwierdzić z dużym prawdopodobieństwem, że wszystkie z 17. gatunków, ze szczególnym naciskiem na gatunki najczęściej izolowane, są charakterystyczne dla piasku plaż badanych zbiorników wodnych.

Szczegółowa analiza struktury taksonomicznej populacji drożdży piasku plaż jeziora Kortowskiego wykazała, że następujące gatunki izolowano w liczbie izolatów

3 lub więcej: *Cryptococcus amylolentus, Cutaneotrichosporon jirovecii, C. moniliiforme, Debaryomyces hansenii, Nadsonia fulvescens* var. *elongata, Papiliotrema pseudoalba* i *Solicoccozyma aeria.* Spośród powyższych gatunków analiza innych badań potwierdziła jedynie obecność *D. hansenii* w piasku plaży, na fyllosferze i w wodzie jeziora Kortowskiego (BIEDUNKIEWICZ 2007; BIEDUNKIEWICZ i BARANOWSKA 2011; BIEDUNKIEWICZ i in. 2013, BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020). Wśród gatunków izolowanych tylko z piasku plaży jeziora Kortowskiego jedynie *P. pseudoalba* wystąpił w liczbie 3 izolatów. Pozostałe gatunki izolowano rzadziej. Dane literaturowe wskazują na możliwy związek tego gatunku z glebą i piaskiem plażowym (KURTZMAN i FELL 2000; LIBKIND i in. 2017; CHANG i in. 2020).

W piasku plaż jeziora Skanda w liczbie izolatów 3 lub więcej wykryto gatunki: *Candida glabrata, C. pseudolambica, Citeromyces matritiensis, Cutaneotrichosporon jirovecii, C. moniliiforme, Debaryomyces hansenii, Exophiala jeanselmei, Komagataella pastoris, Mycogloea nipponica, Oosporidium margaritiferum, Pichia membranifaciens, Saccharomyces cerevisiae, Saccharomycodes ludwigii, Schwanniomyces polymorphus, Torulaspora globosa* i *Vanderwaltozyma polyspora.* Spośród wyżej wymienionych gatunków *C. glabrata, S. cerevisiae* i *S. ludwigii* stwierdzano wcześniej w wodach jeziora Skanda (BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016). Dodatkowo gatunki: *C. glabrata, C. matritiensis* (anamorfa: *Candida globosa*), *D. hansenii*, *P. membranifaciens*, *S. cerevisiae*, *S. ludwigii*, i *S. polymorphus* wykazywano w wodzie jeziora Skanda i okolicznej fyllosferze w innych badaniach (BIEDUNKIEWICZ 2007; BIEDUNKIEWICZ i BARANOWSKA 2011; BIEDUNKIEWICZ i in. 2013; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020). Z grupy gatunków stwierdzonych tylko w piasku plaż jeziora Skanda w liczbie izolatów 3 lub więcej odnotowano jedynie *Exophiala jenaselmei*, którego obecność wykazywano w glebie i piasku (SCHWINN i in. 1993; MARCIO i in. 2002), jednak nie notowano wcześniej w środowisku jeziora Skanda.

W piasku badanej plaży jeziora Tyrsko jedynie gatunki *Aureobasidium pullulans* i *Cutaneotrichosporon moniliiforme* pozyskano w liczbie 3. izolatów. Pozostałe gatunki notowano rzadziej. Nie stwierdzono innych badań wskazujących na obecność tych gatunków w piasku plaż, wodzie jeziornej i przybrzeżnej fyllosferze jeziora Tyrsko. Mogą jednak występować w glebie i piasku (EFSTRATIOU i VELEGRAKI 2010; KAEWKRAJAY i in. 2021). Żadnego z gatunków notowanych tylko w piasku tego jeziora nie pozyskano w liczbie izolatów większej niż dwa.

W przypadku plaż jeziora Ukiel, w liczbie izolatów 3. lub więcej, stwierdzono gatunki: *Barnettozyma californica, Candida glabrata, Cutaneotrichosporon jirovecii, C. moniliiforme, Debaryomyces hansenii, Mycogloea nipponica, Nadsonia commutata, Schwanniomyces capriottii, Schwaniomyces polymorphus* i *Solicoccozyma aeria.* BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA (2016) wykazały obecność *C. glabrata* i *D. hansenii* w kąpieliskach zlokalizowanych w pobliżu plaż jeziora Ukiel. W trakcie przeglądu literatury nie stwierdzono badań wskazujących na obecność, któregoś z powyższych gatunków w przybrzeżnej fyllosferze tego jeziora. Wśród gatunków notowanych wyłącznie w piasku jeziora Ukiel tylko *N. commutata* uzyskano w liczbie 3. izolatów (pozostałe gatunki izolowano rzadziej). Gatunek ten jest związany ze środowiskiem glebowym oraz był izolowany z wody (KURTZMAN i FELL 2000; VAZ i in. 2011).

W ramach rozszerzenia analiz struktury taksonomicznej, badaniami objęto również piasek boisk do siatkówki plażowej w celu określenia jego stanu sanitarno-epidemiologicznego i ewentualnego zagrożenia jakie może wiązać się z korzystaniem z tego typu obiektów. Wybrane boiska do badań znajdowały się w obrębie plaż jezior Skanda i Ukiel. Najwięcej izolatów stwierdzono na boisku plaży nadzorowanej Skanda, ponad dwukrotnie mniej na boiskach plaż Ukiel Miejska i Ukiel Omega oraz ponad sześciokrotnie mniej na boisku plaży Ukiel Słoneczna Polana. Liczba użytkowników plaż wskazuje, że najczęściej uczęszczane boiska stanowią te w obrębie plaż Ukiel Miejska i Ukiel Słoneczna Polana. Prawdopodobną przyczyną najsilniejszej kontaminacji piasku boiska nad jeziorem Skanda może być fakt, że znajduje się ono zdecydowanie bliżej linii brzegowej i plaży kąpieliska, niż pozostałe boiska. W trakcie badań stwierdzono, że boiska są oddalone od miejsca pobierania prób piasku z plaż o następujące odległości Skanda nadzorowana (ok. 10 m), Ukiel Miejska (ok. 25 m), Ukiel Omega (ok. 30 m; boiska na wzniesieniu), Ukiel Słoneczna Polana (ok 25 m). Najsłabszą kontaminację boiska Ukiel Słoneczna Polana może również warunkować stwierdzone w trakcie oględzin ogólne zaniedbane, wskazujące na rzadkie używanie boiska (brak uzupełniania piasku, zbite podłoże, zużyty osprzęt – siatka, słupki).

Wśród gatunków izolowanych z boisk w liczbie izolatów 3 lub więcej notowano: *Candida glabrata, Cutaneotrichosporon moniliiforme, Schwanniomyces polymorphus*. Pozostałe gatunki izolowano rzadziej. Jest to obserwacja przewidywana, z uwagi na związanie tych gatunków z mykobiotą człowieka lub/i środowiskiem glebowym, w tym piaskiem (KURTZMAN i FELL 2000; YURKOW 2018; BOUKLAS i in. 2017; KAEWKRAJAY

i in. 2021) oraz wodą kąpielisk i przybrzeżną fyllosferą (BIEDUNKIEWICZ 2007; BIEDUNKIEWICZ i BARANOWSKA 2011; BIEDUNKIEWICZ i in 2013; BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020; BRANDÃO i in. 2021), skąd mogły ulec transmisji do piasku boisk. Spośród gatunków notowanych wyłącznie na boiskach (nie występowały na żadnej z plaż) wszystkie uzyskano w postaci pojedynczych izolatów. Można przypuszczać, że są to gatunki allochtoniczne, występujące w tych niszach epizodycznie.

Co istotne z każdego badanego boiska przynajmniej raz izolowano gatunek klasyfikowany do drugiego poziomu biobezpieczeństwa BSL-2, co pozwala wiązać korzystanie z tej formy rekreacji z potencjalnym zagrożeniem dla zdrowia użytkowników w stanach osłabienia odporności (BIEDUNKIEWICZ i in. 2020). Na czynniki predysponujące sportowców do infekcji grzybiczych wskazano w licznych badaniach (MACKINNON 2000; KARAMFILOV i ELSNER 2002; SPICA i in. 2004; NIEMAN 2007; BATYCKA-BARAN i in. 2009; BAŁABAŃSKI 2018). Jednym ze sposobów prowadzących do ograniczenia ewentualnych infekcji może być zapobieganie bezpośredniemu kontaktowi ciała z piaskiem np. poprzez stosowanie specjalistycznych skarpet ochronnych, dedykowanych siatkarzom plażowym (KARAMFILOV i ELSNER 2002; LIGUORI i in. 2002; BRZEZIŃSKI 2009; SHADZI i in. 2014).

Spośród wszystkich uzyskanych izolatów drożdży gatunki pozyskane w liczbie izolatów 3. lub więcej (33 gatunki) przeanalizowano w kontekście ich potencjalnej chorobotwórczości. Poza zaklasyfikowaniem do kategorii BSL dokonano przeglądu literatury w zakresie doniesień o infekcjach wywołanych tymi gatunkami.

Wśród 3. najczęściej izolowanych gatunków stwierdzono *Cutaneotrichosporon jirovecii i C. moniliiforme.* Gatunki te mogą stanowić patogeny człowieka w stanach osłabienia odporności, z uwag na klasyfikację do BSL-2 (BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020). Badania wskazują na możliwość rozwoju gatunków z rodzaju *Cutaneotrichosporon* w temperaturze ciała człowieka, oraz zdolność wytwarzania enzymów hydrolitycznych, stanowiących czynniki wirulencji promujące infekcje. Ponadto literatura naukowa wskazuje na wzrost infekcji oraz oporności rodzaju *Cutaneotrichosporon* na środki przeciwgrzybicze stosowane przez klinicystów (TAVARES DO ESPÍRITO SANTO i in. 2020). W pracy MA i in. (2019) podkreślono zdolność do powodowania uszkodzeń wątroby i skóry przez *C. jirovecii* i mniej inwazyjnych zmian patologicznych przez *C. moniliiforme*. O wysokim zagrożeniu jakie mogą stanowić

te gatunki dla użytkowników świadczy fakt, że izolowano je z piasku plaż zlokalizowanych nad wszystkimi jeziorami objętymi badaniem.

Drugi najczęściej notowany gatunek to *Debaryomyces hansenii*. Występuje on często w produktach spożywczych. Ogólnie uważany jest za niepatogeniczny ale istnieją doniesienia naukowe wskazujące na izolaty kliniczne *D. hansenii*. Stwierdzono, że gatunek ten rzadko powoduje: infekcje kości, ropnie podskórne, zapalenia rogówki i alergiczne zapalenie pęcherzyków płucnych zarówno u osób z prawidłowo działającym układem immunologicznym, jak i z jego zaburzeniami (BREUER i HARMS 2006; DESNOS-OLLIVIER i in. 2008). Gatunek ten jest jednym z czterech, które izolowano z plaż wszystkich badanych jezior.

W trakcie badań licznie izolowano szczepy zaklasyfikowane do rodzaju *Candida.* Gatunki należące do tego rodzaju są najczęściej izolowanymi z krwi hospitalizowanych pacjentów. Ponadto występują często w jamie ustnej, drogach moczowych i żeńskich drogach rodnych (SILVA i in. 2012). Notuje się wzrost infekcji mikrogrzybami z rodzaju *Candida* u osób z obniżoną odpornością, w tym pacjentów onkologicznych i pooperacyjnych (SILVA i in. 2012). Do czynników predysponujących drożdże z rodzaju *Candida* do infekowania człowieka należą zdolność adhezji do nabłonków gospodarza i tworzenia biofilmu (SILVA i in. 2012; SARDI i in. 2013; MARTIN i in. 2020; ZARNOWSKI i in. 2021). W badaniach własnych dominowały *Candida glabrata* i *C. pseudolambica.* Pozyskano również pojedynczy izolat *C. albicans.* Gatunki *C. glabrata* i *C. albicans* należą do czterech z gatunków odpowiedzialnych za około 95% diagnozowanych kandydoz (SILVA i in. 2012). Oba gatunki klasyfikuje się do BSL-2. Powodują głównie infekcje o charakterze zakażeń skóry i błon śluzowych u osób z obniżoną odpornością (SILVA i in. 2012; BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020; FRENKEL i in. 2022). *C. glabrata* powoduje głównie infekcje jamy ustnej, układu moczowo-płciowego i krwi, co więcej wykazuje oporność na liczne mykostatyki (SILVA-BEDOYA i in. 2014). *C. albicans* uważany jest za wskaźnik zanieczyszczenia środowiska kałem (BRANDÃO i in. 2021). Nie stwierdzono w literaturze doniesień na temat infekcyjności *C. pseudolambica*. Jest to gatunek kosmopolityczny, naturalny dla środowiska glebowego (SILVA-BEDOYA i in. 2014). *C. glabrata* izolowano z piasku plaż trzech z czterech badanych jezior, co może wskazywać na duże ryzyko infekcji tym gatunkiem w czasie rekreacyjnego korzystania z plaż. Wśród często izolowanych gatunków wykazano również *Citeromyces matritiensis,* teleomorficzne stadium *Candida*

globosa. W badaniach KHEIREDDINE i in. (2018) wskazano na słaby wzrost tego gatunku w temperaturze 37ºC, jednak nie stwierdzono przypadków infekcji klinicznych tym gatunkiem w trakcie przeglądu literatury.

W przypadku rodzaju *Schwanniomyces* w liczbie izolatów 3. lub więcej izolowano *S. polymorphus* i *S. capriottii.* Istnieje niewiele doniesień naukowych wskazujących na patogeniczność gatunków z tego rodzaju wobec człowieka, stwierdzono jednak przypadki zakażeń drożdżami *Schwanniomyces* u pacjentów z zapaleniem pęcherzyka żółciowego (RELICH i in. 2016). Co więcej, niektóre gatunki z tego rodzaju wykazują zdolność do tworzenia biofilmu, która może stanowić czynnik determinujący wirulencję patogenów (ZARNOWSKI i in. 2021).

W trakcie badań licznie izolowano gatunek *Barnettozyma californica*. Według badań NI i in. (2011) nie stwierdzono żadnych właściwości chorobotwórczych tego gatunku.

W przypadku gatunku *Solicoccozyma aeria* badania BERTOUT i in. (2022) wskazują, że może być on izolowany od zwierząt. Gatunek może stanowić element mykobioty okrężnicy, gdyż izolowano go również z kału ludzkiego (GUO i in. 2021). Ponadto jest związany z tłumieniem apetytu i aktywacją interleukiny 17 u osób wrażliwych, co może wiązać się z zaburzeniami mikro- i mykobioty jelitowej (GUO i in. 2021). Badania wskazują również na wzrost ekspresji *Solicoccozyma aeria* u pacjentów z nowotworem i możliwe rozpatrywanie tego gatunku jako markera choroby nowotworowej żołądka, jednocześnie wykluczając ten gatunek jako czynnik etiologiczny tej choroby (ZHANG i in. 2022). Podsumowując, literatura wskazuje na możliwy pozytywny wpływ tego gatunku na zdrowie człowieka. Nie stwierdzono natomiast doniesień na temat jego potencjalnej chorobotwórczości.

W trakcie badań pozyskano 5 izolatów *Aureobasidium pullulans*. Chociaż gatunek ten ma szerokie zastosowanie w biotechnologii i występuje naturalnie w glebie, notuje się go jako patogen oportunistyczny człowieka, szczególnie u pacjentów z zaburzeniami odporności. Gatunek ten może powodować zakażenia szpitalne, zakażenia płuc i twardówki, infekcje ropne śledziony, zapalenie otrzewnej, płuc, opon mózgowych, owrzodzenie rogówki, astmę oraz rzadko infekcje skórne (CHAN i in. 2011a; 2011b).

W piasku plaż notowano również rodzaj *Cryptococcus*. W trakcie badań napotkano trudności w identyfikacji części szczepów tego rodzaju do poziomu gatunku. Wiele

gatunków należących do tego rodzaju wykazuje właściwości patogeniczne wobec pacjentów bez, jak i z zaburzeniami pracy układu immunologicznego (PASSER i in. 2019; GUPTA i in. 2020). Grzyby z rodzaju *Cryptococcus* powodują jednostki chorobowe nazywane kryptokokokozami. Infekcje te mogą dotyczyć skóry, płuc, krwi, a w zaawansowanych stadiach powodować zapalenie opon mózgowych i obrzęk mózgu (PASSER i in. 2019; GUPTA i in. 2020). Do czynników determinujących wirulencję kryptokoków zalicza się wytwarzanie otoczek oraz wysoką aktywność enzymatyczną (proteazy, ureaza, fosfolipazy) (GUPTA i in. 2020). Jedyny zidentyfikowany gatunek *C. amylolentus* należy do kryptokoków niepatogennych, najbliżej spokrewnionych z gatunkami chorobotwórczymi. Wykazano u tego gatunku potencjał infekcyjny w indukowanych warunkach, jednak ze względu na wrażliwość na stres temperaturowy nie rozwija się w temperaturze ciała człowieka (PASSER i in. 2019; GUPTA i in. 2020).

W badaniach izolowano gatunki z rodzaju *Saccharomyces*. W liczbie izolatów 3 lub więcej pozyskano *S. cerevisiae* i *S. bayanus*. Gatunek *S. cerevisiae* występuje w licznych produktach spożywczych, może jednak wywoływać infekcje głównie (choć nie tylko) u osób wykazujących osłabienia odporności oportunistyczny (DE LLANOS i in. 2006; PÉREZ-TORRADO i QUEROL 2016). *S. cervisiae* najczęściej stanowi czynnik etiologiczny infekcji pochwy, powierzchni skórnych, krwi, aż po złożone infekcje narządowe. Gatunek ten jest więc obecnie uważany za patogen oportunistyczny (DE LLANOS i in. 2006; PÉREZ-TORRADO i QUEROL 2016). W czasie przeglądu literatury nie stwierdzono danych wskazujących na potencjał chorobotwórczy *S. bayanus*.

Gatunek *Saitozyma podzolica* jest typowy dla środowiska glebowego ale izolowano go również z jamy ustnej pacjentów z obniżoną odpornością. Może wytwarzać determinanty wirulencji takie jak fosfolipazy i proteazy oraz wzrastać w temperaturze 42ºC, co może czynić go czynnikiem etiologicznych infekcji ludzkich (CAVALCANTE i in. 2020).

W trakcie badań pozyskano 4 izolaty *Papiliotrema laurentii*, który może być przenoszony przez dzikie gołębie (INTRA i in. 2021). Obecność dzikiego ptactwa na plażach może wiązać się z pozostałościami pokarmu, związanymi z aktywnością człowieka (GILBY i in. 2021). Może to stanowić uzasadnienie występowania tego gatunku na plażach jezior Skanda i Ukiel, które wykorzystuje się najczęściej jako kąpieliska w sezonie letnim. Gatunek ten uważano za niepatogenny dla człowieka, jednak współczesne doniesienia wskazują, że może powodować zakażenia u ludzi, a szczególnie

pacjentów z zaburzeniami odporności, szczególnie onkologicznych (LONDERO i in. 2019; INTRA i in. 2020; AL-OTAIBI i in, 2021). *P. laurentii* może powodować zakażenia krwi (LONDERO i in. 2019). Z kolei w pracy INTRA i in. (2021) omówiono przypadki kliniczne zapalenia opon mózgowych i infekcji skórnych u osób z upośledzeniami układu immunologicznego, powodowane przez ten gatunek. Stwierdzono również przypadki zakażeń u osób z prawidłowo działającym układem immunologicznym jednak są one rzadkie (INTRA i in. 2020). Dodatkowo autorzy wskazują na oporność gatunku na liczne mykostatyki i wrażliwość na amfoterycynę B (LONDERO i in. 2019; INTRA i in. 2020; AL-OTAIBI i in. 2021).

W badaniach izolowano trzykrotnie gatunek *Cyniclomyces guttulatus*. Badania wskazują, że może być patogenem oportunistycznym królików, gryzoni, psów (WINSTON i in. 2016; SIOUTAS i in. 2021). Nie notowano tego gatunku jako patogenu człowieka (KURTZMAN i in. 2011). W pracy FLAUSINO i in. (2012) podkreślono jednak, że drożdże związane z psami i innymi zwierzętami stanowią nierzadko czynniki etiologiczne chorób człowieka.

W trakcie badań pozyskano łącznie 6 izolatów należących do rodzaju *Exophiala*. Spośród zidentyfikowanych gatunków jedynie *E. jeanselmei* pozyskano w liczbie 3. izolatów. Gatunek ten notowano między innymi u biorców przeszczepów, w postaci owrzodzeń i guzków podskórnych (LIEF i in. 2010). W zaawansowanych przypadkach powoduje przewlekłe, ropne infekcje tkanki podskórnej (BADALI i in. 2010). Rzadziej izolowano *E. bergeri* notowany jako czynnik etiologiczny grzybic paznokci (WOO i in. 2013) oraz *E. castellanii* związany z infekcjami podskórnymi (BIEDUNKIEWICZ i SCHULZ 2012). Wszystkie wyizolowane gatunki należące do rodzaju *Exophiala* stanowią potencjalne patogeny osób z zaburzeniami odporności z uwagi na ich klasyfikację do BSL-2 (BIEDUNKIEWICZ i SCHULZ 2012; BIEDUNKIEWICZ i GÓRALSKA 2016; BIEDUNKIEWICZ i in. 2020).

W trakcie badań stwierdzono w piasku plaż obecność gatunku *Naganishia albida* w liczbie 3. izolatów. Drożdże należące do tego gatunku wykrywa się często w powietrzu i glebie (GHAREHBOLAGH i in. 2017). Gatunek jest także często izolowany od osób hospitalizowanych, w tym biorców przeszczepów. Stanowi zagrożenie szczególnie dla pacjentów z zaburzeniami układu immunologicznego. Problemem jest również oporność gatunku na powszechnie stosowane leki przeciwgrzybicze (HORVÁTH i in. 2020). *Naganishia albida* może powodować infekcje przewodu słuchowego

i powierzchni skórnych, zapalenie mózgu, rogówki i płuc oraz grzybice ogólnoustrojowe (GHAREHBOLAGH i in. 2017; ABOUTALEBIAN i in. 2020; NAGEEN i in. 2021).

W przypadku pozostałych gatunków pozyskanych w liczbie 3. izolatów lub więcej, nieomówionych powyżej, nie stwierdzono podczas przeglądu literatury doniesień na temat ich potencjału chorobotwórczego i patogeniczności dla człowieka. Należą do nich: *Candida pseudolambica, Dipodascus albidus, Komagataella pastoris, Konodoa malvinella, Mycogloea nipponica, Nadsonia commutata, N. fulvescens* var. *elongata Oosporidium margaritiferum, Papiliotrema pseudoalba, Pichia membranifaciens, Saccharomycodes ludwigii, Tausonia pullulans, Torulaspora globosa* i *Vanderwaltozyma polspora.*

W przypadku pozostałych gatunków uzyskiwano mniej niż 3 izolaty. W związku z powyższym uznano je za obserwacje epizodyczne i przypadkowe dla badanych środowisk i wykluczono z analizy w kontekście ich potencjalnej chorobotwórczości dla użytkowników plaż i boisk.

5. Wnioski

1. Badania stanu sanitarno-epidemiologicznego piasku boisk oraz plaż kąpielisk nadzorowanych i nienadzorowanych nad Jeziorami Kortowskie, Skanda, Tyrsko i Ukiel w Olsztynie wykazały obecność gatunków notowanych w literaturze jako potencjalne patogeny człowieka, w tym zakwalifikowanych do drugiego poziomu biobezpieczeństwa (BSL-2). Szczególną uwagę należy zwrócić na gatunki *Candida glabrata, Cutaneotrichosporon jirovecii* i *C. moniliiforme*, które należały do 5. najczęściej izolowanych oraz zostały zaklasyfikowane do wspomnianej kategorii BSL-2. Gatunki te wykazywały charakter kosmopolityczny względem badanych nisz ekologicznych, ponieważ występowały w piasku plaż zlokalizowanych nad co najmniej trzema z czterech jezior, których plaże uwzględniono w analizach. W tym świetle należy stwierdzić, że piasek plaż i boisk może stanowić potencjalne zagrożenie dla zdrowia użytkowników.
2. Z uwagi na fakt, że część z wyizolowanych gatunków drożdży to potencjalne antropopatogeny, zaleca się aby osoby narażone na okresowe lub trwałe osłabienia odporności, tj. wyczynowi sportowcy, chorzy na choroby autoimmunologiczne, pacjenci onkologiczny etc. rezygnowali z aktywności rekreacyjnej związanej z plażami i boiskami do siatkówki plażowej w okresach osłabienia odporności i złego samopoczucia.
3. Konieczne jest prowadzenie stałego monitoringu sanitarno-epidemiologicznego piasku plaż i boisk do siatkówki plażowej oraz działań prewencyjnych, prowadzących do ograniczenia zagrożenia związanego z obecnością drożdży potencjalnie chorobotwórczymi dla człowieka w piasku, takich jak jego cykliczne uzupełnianie i oczyszczanie.
4. W trakcie przeglądu literatury stwierdzono brak regulacji prawnych określających normy referencyjne z zakresu czystości mykologicznej piasku. Przeprowadzone badania uzasadniają wprowadzenie takich regulacji w kontekście bezpieczeństwa sanitarnego i zdrowia publicznego oraz objęcie piasku plaż i boisk nadzorem instytucji uprawnionych do prowadzenia kontroli sanitarnej, podobnie jak w przypadku wody kąpieliskowej.
5. W świetle otrzymanych wyników należy uznać za zasadne prowadzenie przez nadzorców i instytucje kontrolne odpowiednich kampanii informacyjnych, dotyczących zagrożeń związanych z użytkowaniem plaż i boisk oraz promujących

właściwe zachowania i zasady higieny w trakcie ich użytkowania. Może to w znacznym stopniu ograniczać ryzyko transmisji i infekcji potencjalnie chorobotwórczych drożdży i innych mikrogrzybów. Jest to szczególnie ważne z uwagi na zróżnicowane pochodzenie drożdży izolowanych z piasku i fakt, że ulegają one cyrkulacji pomiędzy poszczególnymi ogniwami ekosystemu jeziornego, a człowiek stanowi istotny wektor takiej transmisji.

6. W trakcie badań stwierdzono wpływ temperatury na liczebność konsorcjów drożdży w piasku. Przeprowadzony przegląd literatury potwierdza możliwy wpływ niektórych parametrów meteorologicznych na strukturę liczbową i taksonomiczną populacji drożdży w piasku. W tym kontekście należy zwrócić uwagę na możliwy wpływ ogólnych zmian klimatycznych na analizowane aspekty. Przeprowadzone badania w kontekście zjawisk ekologicznych, takich jak globalne ocieplenie, pozwalają przypuszczać, że na przestrzeni lat może dochodzić do rearanżacji struktury taksonomicznej i liczbowej mykobioty różnych środowisk naturalnych, co może wymagać zmian dotychczas stosowanych norm mikrobiologicznych i wypracowania norm mykologicznych w zakresie kontroli tych nisz.
7. Wykorzystanie w badaniach mikrohodowli na agarze Nickersona umożliwiło obserwację wartościowych diagnostycznie cech mikromorfologicznych, pomocnych w identyfikacji drożdży, szczególnie w przypadku izolatów wielogatunkowych. Z kolei zastosowanie technik molekularnych było niezbędne w przypadku izolatów środowiskowych nieprzejawiających charakterystycznych cech biochemicznych, oraz makro- i mikromorfologicznych. Dowodzi to, że synergiczne stosowanie klasycznych i molekularnych metod laboratoryjnych zwiększa prawdopodobieństwo skutecznej identyfikacji gatunkowej i powinno stanowić „złoty standard” w laboratoriach mykologicznych.
8. Przegląd literatury ukazał, że wiedza z zakresu charakterystyki ekologicznej i taksonomicznej populacji drożdży w piasku plaż przy kąpieliskach jest znacząco ograniczona. Prowadzone badania stanowią zazwyczaj studium przypadku i ograniczają się do analiz składu gatunkowego i liczbowego mykobioty, bez uwzględnienia zmian tej populacji w przestrzeni czasu oraz kontekstów ekologicznych i epidemiologicznych. Rozszerzenie analiz o piasek boisk do siatkówki plażowej zwiększa innowacyjny charakter pracy. Powyższe zagadnienia stanowią zatem rozwojowe pole do dalszych analiz, które warto podjąć w przyszłości z uwagi na dużą wartość naukową i społeczną. Jest to szczególnie

istotne z uwagi na stale rosnącą popularność sportów plażowych i innych aktywności rekreacyjnych związanych z plażami zlokalizowanymi przy zbiornikach słodkowodnych.

6. Spis literatury

[1] ABOUTALEBIAN S., MAHMOUDI S., OKHOVAT A., KHODAVAISY S., MIRHENDI H. 2020. Otomycosis Due to the Rare Fungi *Talaromyces purpurogenus, Naganishia albida* and *Filobasidium magnum*. Mycopathologia, 185(3): 569-575. doi: 10.1007/s11046-020-00439-8.

[2] A guide to the UV index. 2004. United States Environmental Protection Agency. https://www.epa.gov (15.11.2022)

[3] ALEMAO C.A., BUDDEN K.F., GOMEZ H.M., REHMAN S.F., MARSHALL J.E., SHUKLA S.D., DONOVAN C., FORSTER S.C., YANG I.A., KELLY S., MANN E.R., EL OMAR E. M., BELZ G.T., HANSBRO P.M. 2020. Impact of diet and the bacterial microbiome on the mucous barrier and immune disorders. Allergy, 76(3): 714-734. https://doi.org/10.1111/all.14548

[4] ALONSO L.M., KLEINER D., ORTEGA E. 2008. Spores of the mycorrhizal fungus *Glomusmosseae* host yeasts that solubilize phosphate and accumulate polyphosphates. Mycorrhiza, 18(4):197-204. doi:10.1007/s00572-008-0172-7.

[5] AL-OTAIBI H., ASADZADEH M., AHMAD S., AL-SWEIH N., JOSEPH L. 2021. *Papiliotrema laurentii* fungemia in a premature, very low-birth-weight neonate in Kuwait successfully treated with liposomal amphotericin B. J. Mycol. Med., 31(2): 101123. doi: 10.1016/j.mycmed.2021.101123.

[6] AL-YASIRI M.H., NORMAND A.C., PIARROUX R., RANQUE S., MAUFFREY J.F. 2017. Gut yeast communities in Larus michahellis from various breeding colonies. Med. Mycol., 55(4): 436-444. https://doi.org/10.1093/mmy/myw088

[7] AMEEN F., AINADHARI S., YASSIN M.A., AL-SABRI A., ALMANSOB A., ALQAHTANI N., STEPHENSON S.L. 2022. Desert soil fungi isolated from Saudi Arabia: cultivable fungal community and biochemical production. Saudi. J. Biol. Sci., 29(4): 2409-2420. https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2021.12.011

[8] AMPRAYN K., ROSE M.T., KECSKÉS M., PEREG L., NGUYEN H.T., KENNEDY I.R. 2012. Plant growth promoting characteristics of soil yeast (*Candida tropicalis* HY) and its effectiveness for promoting rice growth. Appl. Soil Ecol., 61: 295-299. https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2011.11.009

[9] ARMSTRONG-JAMES D., MEINTJES G., BROWN G.D. 2014. A neglected epidemic: fungal infections in HIV/AIDS. Trends Microbiol., 22(3): 120-127. https://doi.org/10.1016/j.tim.2014.01.001

[10] AZPIAZU-MUNIOZGUREN M., PEREZ A., REMENTERIA A., MARTINEZ-MALAXETXEBARRIA I., ALONSO R., LAORDEN L., GAMBOA J., BIKANDI J., GARAIZAR J., MARTINEZ-BALLESTEROS I. 2021. Fungal Diversity and Composition of the Continental Solar Saltern in Añana Salt Valley (Spain). J. Fungi., 7(12): 1074. https://doi.org/10.3390/jof7121074

[11] BABIČ M., GUNDE-CIMERMAN N., BRESKVAR M., DŽEROSKI S., BRANDÃO J. 2022. Occurrence, Diversity and Anti-Fungal Resistance of Fungi in Sand of an Urban Beach in Slovenia—Environmental Monitoring with Possible Health Risk Implications. J. Fungi, 8(8): 860. https://doi.org/10.3390/jof8080860

[12] BADALI H., NAJAFZADEH M.J., VAN ESBROECK N., VAN DEN ENDEN E., TARAZOOIE B., MEIS J.F.G.M., DE HOOG G. S. 2010. The clinical spectrum *of Exophiala jeanselmei*, with a case report and in vitro antifungal susceptibility of the species. Med. Mycol., 48(2): 318-327. https://doi.org/10.3109/13693780903148353

[13] BAE Y., SHIN E., BAE Y., EDEN W. 2019. Editorial: Stress and Immunity. Front. Immunol., 10: 245. doi: 10.3389/fimmu.2019.00245

[14] BAŁABAŃSKI T. 2018. Czystość mykologiczna w szatniach sportowych. Msc. Pracy magisterskiej. Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie, Olsztyn.

[15] BAŁABAŃSKI T. 2016. Podłoża stosowane w mykologii laboratoryjnej i ocena ich przydatności. Msc. Pracy licencjackiej. Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie, Olsztyn.

[16] BAST J., JARON K.S., SCHUSEIL D., ROZE D., SCHWANDER T. 2019. Asexual reproduction reduces transposable element load in experimental yeast populations. eLife. 8:e48548. https://doi.org/10.7554/eLife.48548.001

[17] BATYCKA-BARAN A., BARAN W., KUCZBORSKA I., SEBASTIAN-RUSIN A., BARAN E. 2009. Najczęstsze infekcje grzybicze u osób uprawiających sport. Mikol. Lek., 16(4): 243-245.

[18] BEIKERT F.C., LE M.T., KOENINGER A., TECHNAU K., CLAD A. 2011. Recurrent vulvovaginal candidosis: focus on the vulva. Mycoses, 54(6): e807-10. doi:10.1111/j.1439-0507.2011.02030.x

[19] BERTOUT S., GOUVEIA T., KRASTEVA D., PIERRU J., POTTIER C., BELLET V., ARIANIELLO E., SALIPANTE F., ROGER F., DRAKULOVSKI. 2022. Search for Cryptococcus neoformans/gattii Complexes and Related Genera (*Filobasidium, Holtermanniella, Naganishia, Papiliotrema, Solicoccozyma, Vishniacozyma*) spp.

Biotope: Two Years Surveillance of Wild Avian Fauna in Southern France. J. Fungi, 8(3): 227. https://doi.org/10.3390/jof8030227

[20] BIEDUNKIEWICZ A., BARANOWSKA E. 2011. Yeasts and yeast-like fungi as an element of purity assessment of surface waters. Pol. J. Environ. Stud., 20(2): 267-274

[21] BIEDUNKIEWICZ A., DYNOWSKA M., EJDYS E., SUCHARZEWSKA E. 2013. Species diversity of yeast-like fungi in some eutrophic lakes in Olsztyn. Acta Mycol., 48: 61-71. doi:10.5586/am.2013.008

[22] BIEDUNKIEWICZ A. 2007. Grzyby w ocenie sanitarno-epidemiologicznej wybranego kąpieliska. W: GARBACZ J. (red.). Diagnozowanie stanu środowiska metody badawcze - prognozy. Tom 1. Prace Komisji Ekologii i Ochrony Środowiska Bydgoskiego Towarzystwa Naukowego, BTN: 107-121.

[23] BIEDUNKIEWICZ A., GÓRALSKA K. 2016. Microfungi potentially pathogenic for humans reported in surface waters utilized for recreation. Clean – Air, Soil, Water, 44(6): 559-609. https://doi.org/10.1002/clen.201500696

[24] BIEDUNKIEWICZ A. 2009. Mikrogrzyby fontann miejskich w monitoringu środowiskowym – zagrożenia epidemiologiczne. Ochrona Środowiska i Zasobów Naturalnych, 41: 153-161.

[25] BIEDUNKIEWICZ A., OZIMEK T. 2009. Qualitative and quantitative changes of potentially pathogenic fungi in hydrophyte wastewater treatment plant (case study in Nowa Słupia, Poland). Pol. J. Environ. Stud., 18:161–166.

[26] BIEDUNKIEWICZ A., SCHULZ Ł. 2012. Fungi of the genus *Exophiala* in tap water – potential etiological factors of phaeohyphomycoses. Mikol. Lek., 19(1): 23-26.

[27] BIEDUNKIEWICZ A., SUCHARZEWSKA E., KULESZA K., NOWACKA K., KUBIAK D. 2020. Phyllosphere of Submerged Plants in Bathing Lakes as a Reservoir of Fungi-Potential Human Pathogens. Microb. Ecol., 79(3): 552-561. doi:10.1007/s00248-019-01447-y

[28] BOTHA A. 2011. The importance and ecology of yeast in soil. Soil Biol. Biochem. 43(1): 1-8. https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2010.10.001

[29] BOTHA A. 2006. Yeast in soil. W: Rosa C. A., Péter G. (red.). The Yeast Handbook; Biodiversity and Ecophysiology of Yeasts. Springer-Verlag, Berlin.

[30] BOUKLAS T., ALONSO-CRISÓSTOMO L., SZÉKELY JR T., DIAGO-NAVARRO E., ORNER E. P., SMITH K., MUNSHJI M.A., DEL POETA M., BALÁZSI G., FRIES B.C. 2017. Generational distribution of a Candida glabrata population: Resilient old cells prevail, while younger cells dominate in the vulnerable host. PLoS Pathog., 13(5): e1006355. doi: 10.1371/journal.ppat.1006355.

[31] BRANDÃO J., GANGNEUX J.P., ARIKAN-AKDAGLI S., BARAC A., BOSTANARU A.C., BRITO S., BULL M., ÇERIKÇIOĞLU N., CHAPMAN B., EFSTRATIOU M. A., ERGIN Ç., FRENKEL M., GITTO A., GONÇALVES C.I., GUÉGAN H., GUNDE-CIMERMAN N., GÜRAN M. et al. 2021. Mycosands: Fungal diversity and abundance in beach sand and recreational waters — Relevance to human health. Sci. Total Environ. 781: 146598. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.146598

[32] BRANDÃO L.R., LIBKIND D., VAZ A.B.M., ESPÍRITO SANTO L.C., MOLINÉ M., DE GARCÍA V., VAN BROOCK M., ROSA C.A. 2011. Article Navigation Yeasts from an oligotrophic lake in Patagonia (Argentina): diversity, distribution and synthesis of photoprotective compounds and extracellular enzymes. FEMS Microbiol. Ecol., 76(1): 1-13. https://doi.org/10.1111/j.1574-6941.2010.01030.x

[33] BRANDÃO J., WEISKERGER C., VALÉRIO E., PITKÄNEN T., MERILÄINEN P., AVOLIO L., HEANEY C.D., SADOWSKY M.J. 2022. Climate Change Impacts on Microbiota in Beach Sand and Water: Looking Ahead. Int. J. Environ. Res. Public Health, 19(3):1444 146598. doi: 10.3390/ijerph19031444.

[34] BRĄGOSZEWSKA E., MAINKA A., PASTUSZKA J. S. 2016. Bacterial and Fungal Aerosols in Rural Nursery Schools in Southern Poland. Atmosphere, 7(11): 142. https://doi.org/10.3390/atmos7110142

[35] BREUER U., HARMS H. 2006. *Debaryomyces hansenii* — an extremophilic yeast with biotechnological potential. Yeast, 23(6): 415-437. https://doi.org/10.1002/yea.1374

[36] BROOKES J.D., CAREY C.C. 2011. Resilience to Blooms. Nature, 334(6052): 46-47.

[37] BRZEZIŃSKI P. 2009. Piezogeniczne guzki stóp a grzybica stóp – ocena występowania u dzieci aktywnych fizycznie. Forum. Med. Rodz. 3(4): 272-277.

[38] BUCZYŃSKA A., CYPROWSKI M., PIOTROWSKA M., SZADKOWSKA-STAŃCZYK I. 2007. Grzyby pleśniowe w powietrzu pomieszczeń biurowych – wyniki interwencji środowiskowej. Med. Pr., 58: 521-525.

[39] CALVÃO T., PESSOA M.F., LIDON F. C. 2013. Impact of human activities on coastal vegetation - a review. Emir. J. Food Agric., 25(12): 926–944. doi: 10.9755/ejfa.v25i12.16730

[40] CAMACHO E., CASADEVALL A. 2018. Cryptococcal traits mediating adherence to biotic and abiotic surfaces. J. Fungi, 4(3): 1-19. https://doi.org/10.3390/jof4030088

[41] CAVALCANTE J.P., PAULINO G.V.B., BROETTO L., DE LIMA MORAIS T.M., FERREIRA S.M.S., VALENTE P., LANDELL M.F. 2020. Prevalence, antifungal susceptibility and virulence determinants of oral yeast species isolated from immunodeficient patients in Northeastern Brazil. Rev. Epidemiol. Controle Infecç., 10(3): 298-305. doi:https://doi.org/10.17058/jeic.v10i3.15134.

[42] CHANG C., LIU Y., NAUMOV G.I., NAUMOVA E.S., LEE C. 2020. Taxonomy of the yeast genus *Vanderwaltozyma* and proposal of *Vanderwaltozyma meishanica* sp. nov., *Vanderwaltozyma huisunica* sp. nov., and *Vanderwaltozyma molinica* sp. nov. Antonie Van Leeuwenhoek, 113(5): 663-676. doi: 10.1007/s10482-019-01376-3.

[43] CHAN G.F., PUAD M.S.A., CHIN C.F., RASHID N.A.A. 2011a. Emergence of *Aureobasidium pullulans* as human fungal pathogen and molecular assay for future medical diagnosis. Folia Microbiol., 56(5): 459-67. doi: 10.1007/s12223-011-0070-

[44] CHAN G.F., PUAD M.S.A., RASHID N.A.A. 2011b. *Candida orthopsilosis* and *Aureobasidium pullulans*—rare fungal pathogens causing persistent skin infection. Insight Infect. Dis., 1(1): 1-4. doi:10.5567/INFECTIOUS-IK.2011.1.4

[45] CHI Z., WANG F., CHI Z., YUE L., LIU G., ZHANG T. 2009. Bioproducts from *Aureobasidium pullulans*, a biotechnologically important yeast. App. Microbiol. Biotechnol., 82(5): 793-804. doi:10.1007/s00253-009-1882-2

[46] CHRISTON J.H. 2019. Dirt and Disease: The Ecology of Soil Fungi and Plant Fungi That Are Infectious for Vertebrates. W: CHRISTON J.H. (red.). Understanding Terrestrial Microbial Communities. Springer: 289-405.

[47] CIECIERSKA H., DYNOWSKA M. 2013. Biologiczne metody oceny stanu środowiska. Tom II. Ekosystemy wodne. Wydawnictwo Mantis, Olsztyn.

[48] CLAUSEN M.L., AGNER T. 2016. Antimicrobial peptides, infections and the skin barrier. Curr. Probl. Dermatol., 49: 38-46. https://doi.org/10.1159/000441543

[49] CLOETE K.J., VALENTINE K.J., STANDER M.A., BLOMERUS L.M., BOTHA A. 2009. Evidence of symbiosis between the soil yeast *Cryptococcus laurentii*

and a sclerophyllous medicinal shrub, *Agathosma betulina* (Berg.) Pillans. Microb. Ecol., 57(4): 624-632. doi: 10.1007/s00248-008-9457-9

[50] DALZIEL B.D., KISSLER S., GOG J. R., VIBOUD C., BJØRNSTAD O. N., METCALF C.J. E., GRENFELL B.T. 2018. Urbanization and humidity shape the intensity of influenza epidemics in U.S. cities. Science, 362(6410): 75-79. doi:10.1126/science.aat6030.

[51] DE HOOG G.S., GUARRO J., GENÉ J., AHMED S., AL-HATMI A.M.S., FIGUERAS M.J., VITALE R.G. 2020a. Atlas of Clinical Fungi: The Ultimate Benchtool for Diagnostics: Part α: Introductions, lower fungi, basidiomycetes, yeasts, filamentous ascomycetes A-B. Foundation Atlas, Hilversum.

[52] DE HOOG G.S., GUARRO J., GENÉ J., AHMED S., AL-HATMI A.M.S., FIGUERAS M.J., VITALE R.G. 2020b. Atlas of Clinical Fungi: The Ultimate Benchtool for Diagnostics: Part β: Filamentous ascomycetes C-Z. Foundation Atlas, Hilversum.

[53] DE HOOG G.S., GUARRO J., GENE J., FIGUERRAS M.J. 2000. Atlas of clinical fungi. Centraalbureau voor Schimmelcultures/Universitat Rovira and Virgili, Reus.

[54] DE LLANOS R., QUEROL A., PEMÁN J., GOBERNADO M., FERNÁNDEZ-ESPINAR M. T. 2006. Food and probiotic strains from the *Saccharomyces cerevisiae* species as a possible origin of human systemic infections. Int. J. Food. Microbiol., 110(3): 286-290. doi: 10.1016/j.ijfoodmicro.2006.04.023.

[55] DESNOS-OLLIVIER M., RAGON M., ROBERT V., RAOUX D., GANTIER J., DROMER F. 2008. *Debaryomyces hansenii* (*Candida famata*), a Rare Human Fungal Pathogen Often Misidentified as *Pichia guilliermondii* (*Candida guilliermondii*). J. Clin. Microbiol., 46(10): 3237-3242. doi: 10.1128/JCM.01451-08.

[56] Directive 2006/7/EC of the EU Parliament and Council of February 15, 2006, Management of water quality in lake pools and repealing the directive 76/160/EWG, Off. J. Eur. Union. , L64, 37–51.

[57] Directive 2008/105/EC of the EU Parliament and Council of December 16, 2008, Environmental quality standards in water policies amending and repealing the directives of the Council 82/176/EWG, 83/513/EWG, 84/156/EWG, 84/491 EWG, and amending the directive 2000/60/WE of the EU Parliament and Council, Off. J. Eur. Union. , L384, 84–97.

[58] DRUMONDE-NEVES J., FRANCO-DUARTE R., LIMA T., SCHULLER D., PAIS C. 2016. Yeast Biodiversity in Vineyard Environments Is Increased by Human Intervention. PLoS One, 11(8): e0160579. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0160579

[59] DURAN R., CARY J.W., CALBO A.M. 2010. Role of the Osmotic Stress Regulatory Pathway in Morphogenesis and Secondary Metabolism in Filamentous Fungi. Toxins, 2(4): 367-381. https://doi.org/10.3390/toxins2040367

[60] DYNOWSKA M., BIEDUNKIEWICZ A. 2013. Mikrogrzyby wód o potencjalnych właściwościach bioindykacyjnych. W: CIECIERSKA H., DYNOWSKA M. (red.). Biologiczne metody oceny stanu środowiska. Tom 2. Ekosystemy wodne. Mantis: 284-310.

[61] DYNOWSKA M. 1995. Drożdże i grzyby drożdżopodobne jako czynniki patogenne oraz bioindykatory ekosystemów wodnych. Msc. Pracy habilitacyjnej. Wyższa Szkoła Pedagogiczna, Olsztyn.

[62] DYNOWSKA M. 2007. Wybrane problemy grzybic w pediatrii. Materiały II Pediatrycznych Warsztatów Epikrytycznych. Olsztyn-Karnity 26-27 października 2007.

[63] DYNOWSKA M. 2008. Współczesne poglądy na taksonomię, pochodzenie i naturę grzybów. W: BARAN E. (red.). Mikologia – co nowego? Cornetis: 127-137.

[64] DYNOWSKA M. 2018. Zmienność natury grzybów i jej znaczenie. W: KURNATOWSKA A., KURNATOWSKI P. (red.). Mykologia medyczna. Edra Urban & Partner: 17-25.

[65] DYNOWSKA M., EJDYS E. 1999. Grzyby chorobotwórcze dla człowieka. Biologia w szkole (262) LII-1: 21-26.

[66] DYNOWSKA M., EJDYS E. (red.). 2011. Mikologia laboratoryjna – przygotowanie materiału badawczego i diagnostyka. Wydawnictwo UWM, Olsztyn, 151-152.

[67] DYNOWSKA M., EJDYS E., KISICKA I. 2004. Suscebility to antyfungal agents of yeast-like fungi and yeast isolated from people with multifocal infection. Mikol. Lek. 11(1): 15-19.

[68] DYNOWSKA M., GÓRALSKA K., SZEWCZYK T., BUCZYŃSKA E. 2008. Godne uwagi gatunki grzybów izolowane z przewodu pokarmowego osób poddanych endoskopii. Mikol. Lek., 15(2): 67-70.

[69] DYNOWSKA M., SUCHARZEWSKA E., BIEDUNKIEWICZ A. 2001. Enzymatic activity of fungi of the genus *Candida* isolated from the skin and the digestive tract in people and from municipal sewage. Acta Mycol., 36(2): 293-302.

[70] DZIERŻANOWSKA D. (red.). 2006. Zakażenia grzybicze – wybrane zagadnienia. α-medica Press, Bielsko-Biała.

[71] EFSTRATIOU M.A., VELEGRAKI A. 2010. Recovery of melanized yeasts from Eastern Mediterranean beach sand associated with the prevailing geochemical and marine flora patterns. Med. Mycol., 48(2): 413-415. https://doi.org/10.3109/13693780902814294

[72] EJDYS E. 2009. Biodeterioracja pomieszczeń uczelnianych przez drożdże i grzyby drożdżopodobne. W: GARBACZ J. (red.). Diagnozowanie stanu środowiska metody badawcze – prognozy. Prace Komisji Ekologii i Ochrony Środowiska Bydgoskiego Towarzystwa Naukowego, Bydgoszcz, III: 71-78.

[73] EJDYS E., DYNOWSKA M., BIEDUNKIEWICZ A., SUCHARZEWSKA E. 2013. An Overview of the Species of Fungi Occurring in School Rooms. Polish J. of Environ. Stud., 22(6): 1691-1700.

[74] EJDYS E., MICHALAK J., SZEWCZYK K.M. 2009. Yeast-like fungi isolated from indoor air in school buildings and the surrounding outdoor air. Acta Mycol., 44(1): 95-106. doi:10.5586/am.2009.009

[75] ERGÜL C.C., ÇALIŞKAN E. 2018. Endospore formed bacteria and staining techniques. W: CHRISTOV I., STRAUSS E., GAD A., CUREBAL I. (red.). Science, Ecology and Engineering Research in the Globalizing World. St. Kliment Ohridski University Press: 362-374.

[76] FALIH A. M., WAINWRIGHT M. 1995. Nitrification, S-oxidation and P-solubilization by the soil yeast *Williopsis californica* and by *Saccharomyces cerevisiae*. Mycol. Res., 99(2): 200-2004. https://doi.org/10.1016/S0953-7562(09)80886-1

[77] FANG C., MONCRIEFF J.B. 2005. The variation of soil microbial respiration with depth in relation to soil carbon composition. Plant Soil, 268(1): 243-253. doi:10.1007/s11104-004-0278-4

[78] FITZPATRICK D. 2012. Horizontal gene transfer in fungi. FEMS Microbiol. Lett. 329(1): 1-8. https://doi.org/10.1111/j.1574-6968.2011.02465.x

[79] FLAUSINO G., LEAL P.D.S., MCLNTOSH D., AMARAL L.G., FILHO W.L.T., FLAUSINO W., LOPES C.W.G. 2012. Isolation and characterization of *Cyniclomyces guttulatus* (Robin) Van Der Walt and Scott, 1971 in dogs in Brazil. Curr. Microbiol., 65(5): 542-546. doi: 10.1007/s00284-012-0184-6.

[80] FREESTONE P.P.E., SANDRINI S.M., HAIGH R.D., LYTE M. 2008. Microbial endocrinology: how stress influences susceptibility to infection. Trends Microbiol., 16(2): 55-64. https://doi.org/10.1016/j.tim.2007.11.005

[81] FRENKEL M., Serhan H., Blum S.E., Fleker M., Sionov E., Amit S., Gazit Z., GEFEN-HALEVI S., SEGAL E. 2022. What Is Hiding in the Israeli Mediterranean Seawater and Beach Sand. J. Fungi, 8(9): 950. https://doi.org/10.3390/jof8090950

[82] GHAREHBOLAGH S.A., NASIMI M., AFSHARI S.A.K., GHASEMI Z., REZAIE S. 2017. First case of superficial infection due to *Naganishia albida* (formerly *Cryptococcus albidus*) in Iran: A review of the literature. Curr. Med. Mycol., 3(2): 33-37. doi: 10.29252/cmm.3.2.33

[83] GILBY B.L., HENDERSON C.J., OLDS A. D., BALLANTYNE J.A., BINGHAM E.L., ELLIOTT B.B., JONES T.R., KIMBER O., MOSMAN J.D., SCHLACHER T.A. 2021. Potentially negative ecological consequences of animal redistribution on beaches during COVID-19 lockdown. Biol. Conserv., 253: 108926. https://doi.org/10.1016/j.biocon.2020.108926

[84] GNAT S., ŁAGOWSKI D., NOWAKIEWICZ A., DYLĄG M. 2020. Nowe syntetyczne i naturalne antymykotyki w kontekście terapii dermatomykoz. Postępy Mikrobiologii, 59(1): 63-74. doi:10.21307/PM-2020.59.1.006

[85] GONÇALVES P., GONÇALVES C. 2022. Horizontal gene transfer in yeasts. Curr. Opin. Genet. Dev., 76:101950. https://doi.org/10.1016/j.gde.2022.101950

[86] GOUKA L., RAAIJMAKERS J.M., CORDOVEZ V. 2022. Ecology and functional potential of phyllosphere yeasts. Trends Plant Sci. 27(11): 1109-1123. doi: 10.1016/j.tplants.2022.06.007.

[87] GÓRNY R.L., DUTKIEWICZ J. 2002. Bacterial and fungal aerosols in indoor environment in central and eastern European countries. Ann. Agric. Environ. Med., 9: 17-23.

[88] GÓRNY R.L. 2009. Normatywy higieniczne dla szkodliwych czynników mikrobiologicznych w ochronie powietrza wewnętrznego. X Ogólnopolska Konferencja „Problemy jakości powietrza wewnętrznego w Polsce". Warszawa.

[89] GRAJEWSKA A., ADAMSKI W., ADAMSKI Z. 2009. Grzybice u dzieci. Dermatol. Prakt., 2: 9-17.

[90] GRISHKAN I., KIDRON G.J. 2016. Vertical Divergence of Cultured Microfungal Communities Through the Depth in Different Soil Formations at Nahal Nizzana, Western Negev Desert, Israel. Geomicrobiol. J., 33(7): 564-577. https://doi.org/10.1080/01490451.2015.1062063

[91] GUPTA S., PAUL K., KAUR S. 2020. Diverse species in the genus *Cryptococcus*: Pathogens and their non-pathogenic ancestors. IUBMB Life, 72(11): 2303-2312. https://doi.org/10.1002/iub.2377

[92] HASSAN N., RAFIQ M., HAYAT M., SHAH A. A., HASAN F. 2016. Psychrophilic and psychrotrophic fungi: a comprehensive review. Rev. Environ. Sci. Biotechnol., 15(2): 147-172. doi:10.1007/s11157-016-9395-9

[93] HEISS C., SKOWYRA M.L., LIU H., KLUTTS J.S., WANG Z., WILLIANS M., SRIKANTA D., BEVERLEY S.M., AZADI P., DOERING T.L. 2013. Unusual galactofuranose modification of a capsule polysaccharide in the pathogenic yeast *Cryptococcus neoformans*. J. Biol. Chem., 288(16): 10994-11003. https://doi.org/10.1074/jbc.M112.441998

[94] HILBER-BODMER M., SCHMID M., AHRENS C.H., FREIMOSER F.M. 2017. Competition assays and physiological experiments of soil and phyllosphere yeasts identify *Candida subhashii* as a novel antagonist of filamentous fungi. BMC Microbiol., 17(1): 4. doi: 10.1186/s12866-016-0908-z

[95] HOOPER L.V., BRY L., FALK P.G., GORDON J.I. 1998. Host-microbial symbiosis in the mammalian intestine: exploring an internal ecosystem. BioEssays, 20(4): 336-343.doi:10.1002/(SICI)1521-1878(199804)20:4<336::AID-BIES10>3.0.CO;2-3.

[96] HORVÁTH E., SIPICZKI M., CSOMA H., MIKLÓS I. 2020. Assaying the effect of yeasts on growth of fungi associated with disease. MBC Microbiol., 20(1): 320. doi: 10.1186/s12866-020-01942-0.

[97] HOSOMI K., KUNISAWA J. 2020. Diversity of energy metabolism in immune responses regulated by micro-organisms and dietary nutrition. Int. Immunol., 32(7): 447-454. https://doi.org/10.1093/intimm/dxaa020

[98] INTRA J., SARTO C., BRAMBILLA P. 2021. A rare case of cutaneous *Papiliotrema* (*Cryptococcus*) *laurentii* infection in a 23-year-old Caucasian woman affected by an autoimmune thyroid disorder with hypothyroidism. Eur. J. Clin. Microbiol. Infect. Dis., 40(3): 647-650. doi: 10.1007/s10096-020-04058-5.

[99] JANG J., HUR G.H., SADOWSKY M.J., BYAPPANAHALLI M.N., YAN T., ISHII S. 2017. Environmental Escherichia coli: ecology and public health implications-a review. J. Appl. Microbiol., 123(3): 570-581. doi: 10.1111/jam.13468.

[100] JOHNSON D., MARTIN F., CAIRNEY W.G., ANDERSON I.C. 2012. The importance of individuals: intraspecific diversity of mycorrhizal plants and fungi in ecosystems. New Phyto., 194: 614-628. https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2012.04087.x

[101] KACHALKIN A.V., GLUSHAKOVA A.M., YURKOV A.M., CHERNOV I.Y. 2008. Characterization of Yeast Groupings in the Phyllosphere of Sphagnum Mosses. Microbiology, 77(4): 474-481. doi:10.1134/S0026261708040140

[102] KAEWKRAJAY C., PUTCHAKARN S., LIMTONG S. 2021. Cultivable yeasts associated with marine sponges in the Gulf of Thailand, South China Sea. Antonie van Leeuwenhoek, 114(3): 253-274. doi: 10.1007/s10482-021-01518-6.

[103] KARAMFILOV T., ELSNER P. 2002. Sport as a risk factor and therapeutic principle in dermatology. Der Hautarzt., 53: 98-103. doi: 10.1007/s001050100204

[104] KAUPPINEN A., AL-HELLO H., ZACHEUS O., KILPONEN J., MAUNULA L., HUUSKO S., LAPPALAINEN M., MIETTINEN I., BLOMQVIST S., RIMHANEN-FINNE R. 2017. Increase in outbreaks of gastroenteritis linked to bathing water in Finland in summer 2014. Euro Surveill., 22(8): 30470. doi: 10.2807/1560-7917.ES.2017.22.8.30470

[105] KHEIREDDINE A., ESSGHAIER B., HEDI A., DHIEB C., SADFI-ZOUAOUI N. 2018. New Epiphytic Yeasts Able to Reduce Grey Mold Disease on Apples. Plant Protect. Sci., 54(5): 248-257. https://doi.org/10.17221/103/2017-PPS

[106] KIRSCHNER R., SAMPAIO J.P., BEGEROW D., CHEN Z., OBERWINKLER F. 2003. *Mycogloea nipponica*--the first known teleomorph in the heterobasidiomycetous yeast genus Kurtzmanomyces. Antonie Van Leeuwenhoek, 84(2):109-114. doi: 10.1023/a:1025484800974.

[107] KIZIEWICZ B. 2007. Wykorzystanie grzybów do oceny stanu czystości wód powierzchniowych i podziemnych dorzecza Supraśli. Msc. Pracy habilitacyjnej. Akademia Medyczna w Białymstoku, Białystok.

[108] KOBIERSKA-BRZOZA J., WRZYSZCZ-KOWALCZYK A. 2007. The oral prevalence of *Candida* spp. in children with asthma. Mikol. Lek., 14(4): 237-240.

[109] KOSSOWSKI J. 2005. Związek amplitud dobowych temperatury gleby w warstwie przypowierzchniowej z amplitudami temperatury powietrza i innymi elementami meteorologicznymi. Acta Agrophys., 5(3): 657-667.

[110] KOŁWZAN B., ADAMIAK W., DZIUBEK A.M. 2018. Możliwości zastosowania grzybów w technologiach oczyszczania i remediacji wybranych elementów środowiska. Ochr. Środ., 40(1): 3-20.

[111] KOŚCIEJ A., SKOTNICKA-GRACA U., OZGA I. 2017. Rola wybranych czynników żywieniowych w kształtowaniu odporności dzieci. Probl. Hig. Epidemiol., 98(2): 110-117.

[112] KOWALSKI M., PASTUSZKA J. 2018. Effect of ambient air temperature and solar radiation on changes in bacterial and fungal aerosols concentration in the urban environment. Ann. Agric. Environ. Med., 25(2): 259-261. https://doi.org/10.26444/aaem/75877

[113] KOZIOŁEK M., KIEDROWICZ M., KIEDROWICZ B., DEMBOWSKA E., SYRENICZ A. 2011. Objawy chorób endokrynologicznych u pacjentów leczonych stomatologicznie. Dent. Med. Probl. 48(2): 229-235.

[114] KRAJEWSKA-KUŁAK E., ŁUKASZUK C., GNIADEK A., MAXURA A.B., VAN DAMME-OSTAPOWICZ K., LEWKO J., ROLKA H., ROZWADOWSKA E., GUZOWSKI A. 2010. Zanieczyszczenia powietrza w pomieszczeniach mieszkalnych, ze szczególnym uwzględnieniem roli grzybów. Mikol. Lek., 17(3): 177-181.

[115] KRZYK P. 2013. Wybrane aspekty zagospodarowania dolin rzecznych obszarów podgórskich. Teka. Kom. Arch. Urb. Stud. Krajobr., 9(1): 30-41.

[116] KULESZA K., BIEDUNKIEWICZ A., NOWACKA K., DYNOWSKA M., URBANIAK M., STĘPIEŃ Ł. 2021. Dishwashers as an extreme environment of potentially pathogenic yeast species. Pathogens, 10(4): 1–17. https://doi.org/10.3390/pathogens10040446

[117] KURNATOWSKA A. 2006. Biologia i ekologia grzybów chorobotwórczych. W: KURNATOWSKA A., KURNATOWSKI P. (red.). Mikologia Medyczna. Promedi: 23-52.

[118] KURNATOWSKA A., KURNATOWSKI P. (red.). 2018. Mykologia Medyczna. Edra Urban & Partner, Wrocław.

[119] KURNATOWSKI P., TYCZKOWSKA-SIEROŃ E. 2004. Wybrane czynniki sprzyjające zarażeniom grzybami w populacji człowieka. Wiadomości Parazytologiczne, 50(3): 367-372.

[120] KURTZMAN C.P., FELL J.W., BOEKHOUT T. 2011. The yeasts: a taxonomic study, 5th ed. Elsevier, Tokyo.

[121] KURTZMAN C.P., FELL J.W. 2000. The Yeasts: taxonomic study. 4th edn. Elsevier, Amsterdam.

[122] KUTTY S.N., PHILIP R. 2008. Marine Yeasts – a review. Yeasts, 25(7): 465-483. https://doi.org/10.1002/yea.1599

[123] KWAŚNA H., MAZUR A., ŁABĘDZKI A., KUŹMIŃSKI R., ŁAKOMY P. 2016. Zbiorowiska grzybów w rozkładającym się drewnie dębu i sosny. Leśne Prace Badawcze, 77(3): 261-275. doi: 10.1515/frp-2016-0028

[124] LACROIX B., CITOVSKY V. 2016. Transfer of DNA from Bacteria to Eukaryotes. MBio 7(4):e00863–16. doi:10.1128/mBio.00863-16

[125] LALLY A., CASABONNE D., IMKO-WALCZUK B., NEWTON R., WOJNAROWSKA F. 2011. Prevalence of benign cutaneous disease among Oxford renal transplant recipients. J. Eur. Acad. Dermatol. Venereol., 25(4): 462-670. doi:10.1111/j.1468-3083.2010.03814.x.

[126] LANIRI G., HEITMAN J. 2020. Approaches for Genetic Discoveries in the Skin Commensal and Pathogenic Malassezia Yeasts. Front. Cell, Infect. Microbiol., 10:393. doi: 10.3389/fcimb.2020.00393.

[127] LARIONOV G., BUSHUEVA O., GOROBETS A.V., DOBROVOLSKAYA N.G., KIRYUKHINA Z., KRASNOV S.F., LITVIN L., MAKSIMOVA I., SUDNISYN I. 2018. Experimental study of factors affecting soil erodibility. Eurasian Soil Sci., 51(3): 336-344. doi:10.1134/S1064229318030067

[128] LASS-FLÖRL C. 2009. The changing face of epidemiology of invasive fungal disease in Europe. Mycoses, 52(3): 197-205. https://doi.org/10.1111/j.1439-0507.2009.01691.x

[129] LEITÃO-GONÇALVES R., CARVALHO-SANTOS Z., FRANCISCO A.P., FIOREZE G.T., ANJOS M., BALTAZAR C., ELIAS A. P., ITSKOV P.M., PIPER M.D.W., RIBEIRO C. 2017. Commensal bacteria and essential amino acids control food choice behavior and reproduction. PLoS Biol., 15(4):e2000862. https://doi.org/10.1371/journal.pbio.2000862

[130] LI M., ZHAO J., TANG N., SUN H., HUANG J. 2018. Horizontal Gene Transfer From Bacteria and Plants to the Arbuscular Mycorrhizal Fungus *Rhizophagus irregularis.* Front. Plant Sci., 9:701. https://doi.org/10.3389/fpls.2018.00701

[131] LI W., WANG M., PAN H., BURGAUD G., LIANG S., GUO J., LUO T., LI Z., ZHANG S., CAI L. 2017. Highlighting patterns of fungal diversity and composition shaped by ocean currents using the East China Sea as a model. Mol. Ecol., 27(2): 564-576. https://doi.org/10.1111/mec.14440

[132] LIBKIND D., BUZZINI P., TURCHETTI B., ROSA C.A. 2017. Yeasts in continental and seawater. W: BUZZINI P., LACHANCE M-A., YURKOW A. (red.). Yeasts in Natural Ecosystems: Diversity. Springer: 1-61.

[133] LIEF M.H., CAPLIVSKI D., BOTTONE E.J., LERNER S., VIDAL C., HUPRIKAR. 2011. *Exophiala jeanselmei* infection in solid organ transplant recipients: report of two

cases and review of the literature. Transpl. Infect. Dis., 13(1): 73-79. doi: 10.1111/j.1399-3062.2010.00552.x.

[134] LIGUORI G., BOCCIA G., LIMONGELLI F. 2002. Hygiene in soccer locker rooms. Med. Sport (Roma), 55(3): 195-206.

[135] LINDAHL J.F., GRACE D. 2015. The consequences of human actions on risks for infectious diseases: a review. Infect. Ecol. Epidemiol., 5: 30048. doi: 10.3402/iee.v5.30048

[136] LODDER J., KREGER-VAN RIJ N.W. 1967. The yeasts a taxonomical study. North Holland Publishing Company, Amsterdam.

[137] LONDERO M.R., ZANROSSO C.D., CORSO L.L., MICHELIN L., DOLDERA J. 2019. Catheter-related infection due to *Papiliotrema laurentii* in an oncologic patient: Case report and systematic review. Braz. J. Infect. Dis., 23(6): 451-461. https://doi.org/10.1016/j.bjid.2019.10.005

[138] LOSSOW K., GAWROŃSKA H., MIENTKI C., ŁOPATA M., WIŚNIEWSKI G. 2005. Jeziora Olsztyna, stan troficzny, zagrożenia. Studio Przygotowawcze Wydawnictw „Edycja" s.c., Olsztyn.

[139] ŁAGOWSKI D., GNAT S., NOWAKIEWICZ A. 2020. Mechanizmy powstania oporności dermatofitów na substancje grzybicze. Postępy Mikrobiologii, 59(2): 153-165. doi: 10.21307/PM-2020.59.2.012

[140] MACKINNON L. 2000. Overtraining effects on immunity and performance in athletes. Immunol. Cell Biol., 78(5): 402-509. https://doi.org/10.1111/j.1440-1711.2000.t01-7-.x

[141] MA X., JIANG Y., WANG C., GU Y., CAO S., HUANG X., WEN Y., ZHAO Q., WU R., WEN X., YAN Q., HAN X., ZUO Z., DENG J., REN Z., YU S., SHEN L., ZHONG Z., PENG G., LIU H., ZHOU Z. 2019. Identification, genotyping, and pathogenicity of *Trichosporon* spp. Isolated from Giant pandas (*Ailuropoda melanoleuca*). BMC Microbiol., 19(1): 113. doi: 10.1186/s12866-019-1486-7.

[142] MARCIO N., TIYOMI A., GLORIA B., FERNANDA S., REVANKAR S. G., BRIAN L.W., SUTTON D.A., PATTERSON T.F. 2002. Nosocomial Outbreak of *Exophiala jeanselmei* Fungemia Associated with Contamination of Hospital Water. Clin. Infect. Dis., 34(11): 1475-1480. doi: 10.1086/340344.

[143] MARTIN H., KAVANAGH K., VELASCO-TORRIJOS T. 2020. Targeting adhesion in fungal pathogen *Candida albicans.* Future Med. Chem., 13(3): 313-334. doi: 10.4155/fmc-2020-0052.

[144] MARTINS V.P., DINAMARCO T.M., SORIANI F.M., TUDELLA V.G., OLIVEIRA S.C., GOLDMAN G.H., CURTI C., UYEMURA A. 2011. Involvement of an Alternative Oxidase in Oxidative Stress and Mycelium-to-Yeast Differentiation in *Paracoccidioides brasiliensis*. Eukaryot. Cell, 10(2): 237-248. https://doi.org/10.1128/EC.00194-10

[145] MISIAK M., GOODALL-COPESTAKE W.P., SPARKS T.H., ROGER WORLAND M., BODDY L., MAGAN N., CONVEY P., HOPKINS D.W., NEWSHAM K.K. 2020. Inhibitory effects of climate change on the growth and extracellular enzyme activities of a widespread Antarctic soil fungus. Glob. Chang. Biol., 27(5): 1111-1115. https://doi.org/10.1111/gcb.15456

[146] MOOIMAN C., BOUWKNEGT J., DEKKER W.J.C., WIERSMA J., A ORTIZ-MERINO R., DE HULSTER E., PRONK J.T. 2021. Critical parameters and procedures for anaerobic cultivation of yeasts in bioreactors and anaerobic chambers. FEMS Yeast. Res., 21(5): foab035. https://doi.org/10.1093/femsyr/foab035

[147] MOSCHETTI G., ALFONZO A., FRANCESCA N. 2017. Yeasts in Birds. W: BUZZINI P., LACHANCE M-A., YURKOW A. (red.). Yeasts in Natural Ecosystems: Diversity. Springer: 435-454.

[148] MULLEN A.A., LYNCH C.D., HILL S.M., HOLOHAN C.P., Ó CRÓINÍN T., WOLFE K.H., O'BRIEN C.E., BUTLER G. 2018. Draft Genome Sequences of Two Natural Isolates of the Yeast *Barnettozyma californica* from Ireland, UCD09 and UCD89. Genome Announc., 6(25): e00548-18. doi: 10.1128/genomeA.00548-18.

[149] NAGEEN Y., ASEMOLOYE M.D., PÕLME S., WANG X., XU S., RAMTEKE P.W., PECORARO L. 2021. Analysis of culturable airborne fungi in outdoor environments in Tianjin, China. BMC Microbiol., 21(1): 134. doi: 10.1186/s12866-021-02205-2.

[150] NIEMAN D.C. 2007. Marathon training and immune function. Sports Med., 37(4-5): 412-415. doi:10.2165/00007256-200737040-00036

[151] NI H., LI L., XIAO A., CAO Y., CHEN Y., CAI H. 2011. Identification and characterization of a new naringinase-producing strain, *Williopsis californica* Jmudeb007. World J. Microbiol. Biotechnol., 27: 2857-2862. doi: 10.1007/s11274-011-0766-7

[152] NOWACKA K., KULESZA K., GLINKA P., SUCHARZEWSKA E., DYNOWSKA M. 2018. The phyllosphere as a little-known reservoir of the *Fusarium* genus, a fungi of importance to medical mycology. Ann. Parasit. 64(3): 225-228. https://doi.org/10.17420/ap6403.156

[153] NOWICKI R. 2010. Leczenie infekcji skóry w atopowym zapaleniu skóry. Forum Med. Rodz., 4(5): 323-329.

[154] NOWICKI R. 2011. Zakażenia grzybicze u pacjentów z atopowym zapaleniem skóry. Alergia Astma Immunologia, 16(4): 177-180.

[155] Official Beach Volleyball Rules 2021-2024. 2021. FIVB.

[156] QIAO G., CHEN M., BUCSEK M.J., REPASKY E.A., HYLANDER B.L. 2018. Adrenergic Signaling: A Targetable Checkpoint Limiting Development of the Antitumor Immune Response. Front. Immunol., 9:164. https://doi.org/10.3389/fimmu.2018.00164

[157] QIU H., CAI G., LUO J., BHATTACHARYA D., ZHANG N. 2016. Extensive horizontal gene transfers between plant pathogenic fungi. BMC Biol., 14: 41. doi:10.1186/s12915-016-0264-3

[158] QIU X., ZHANG J., ZHOU J., FANG Z., ZHU Z., LI J., DU G. 2019. Stress tolerance phenotype of industrial yeast: industrial cases, cellular changes, and improvement strategies. Appl. Microbiol. Biotechnol., 103(16): 6449-6462. doi:10.1007/s00253-019-09993-8.

[159] PASSER A.R., COELHO M.A., BILLMYRE R.B., NOWROUSIAN M., MITTELBACH M., YURKOV A.M., AVERETTE A.F., CUOMO C.A., JOSEPH S. 2019. Genetic and Genomic Analyses Reveal Boundaries between Species Closely Related to *Cryptococcus* Pathogens. mBio, 10(3): e00764-19. oi: 10.1128/mBio.00764-19.

[160] PÉREZ-TORRADO R., QUEROL A. 2016. Opportunistic Strains of *Saccharomyces cerevisiae*: A Potential Risk Sold in Food Products. Front. Microbiol., 6: 1522. doi: 10.3389/fmicb.2015.01522.

[161] PHAFF H.J., STARMER W.T. 1987. Yeasts associated with plants, insects and soil. W: ROSE A.H., HARRISON J.S. (red.). The Yeasts, Biology of Yeasts, second ed., Academic Press, London.

[162] PHAM K.D., SHIDA Y., MIYATA A., TAKAMIZAWA T., SUZUKI Y., ARA S., YAMAZAKI H., MASAKI K., MORI K., ABURATANI S., HIRAKAWA H., TASHIRO K., KUHARA S., TAKAKU H., OGASAWARA W. 2020. Effect of light on carotenoid and lipid production in the oleaginous yeast *Rhodosporidium toruloides.* Biosci. Biotechnol. Biochem., 84(7): 1501-1512. https://doi.org/10.1080/09168451.2020.1740581

[163] REDDY M.K., SRINIVAS T. 2017. Mold Allergens in Indoor Play School Environment. Energy Procedia, 109: 27–33. https://doi.org/10.1016/j.egypro.2017.03.042

[164] RELICH R.F., SCHMITT B.H., KOEHLINGER J., WIEDERHOLD N.P., MAY M. 2016. *Schwanniomyces etchellsii*: an unusual cause of fungemia in a patient with cholecystitis. Diagn. Microbiol. Infect. Dis. 84(3): 221-222. https://doi.org/10.1016/j.diagmicrobio.2015.11.010

[165] RICHARDS T.A., SOANES M.D., FOSTER P.G., LEONARD G., THORNTON C.R., TALBOT N.J. 2009. Phylogenomic analysis demonstrates a pattern of rare and ancient horizontal gene transfer between plants and fungi. Plant Cell, 21(7): 1897-1911. https://doi.org/10.1105/tpc.109.065805

[166] RICKERTS V., FREDRICKS D.N. 2012. Tissue diagnosis of invasive fungal infections: Current limitations and the emerging use of molecular techniques. Curr. Fungal Infect. Rep., 6(3): 221–228. https://doi.org/10.1007/s12281-012-0098-6

[167] RIESUTE R., SALOMSKIENE J., MORENO D.S., GUSTIENE S. 2021. Effect of yeasts on food quality and safety and possibilities of their inhibition. Trends Food Sci. Technol., 108(2): 1-10. https://doi.org/10.1016/j.tifs.2020.11.022

[168] RIGHI E. 2018. Management of bacterial and fungal infections in end stage liver disease and liver transplantation: Current options and future directions. World J. Gastroenterol., 24(38): 4311-4329. doi: 10.3748/wjg.v24.i38.4311

[169] RODRIGUES F., LUDOVICO P., LEÃO C. 2006. Sugar Metabolism in Yeasts: an Overview of Aerobic and Anaerobic Glucose Catabolism. W: ROSA C., PÉTER G. (red.). Biodiversity and Ecophysiology of Yeasts. Springer: 101-122.

[170] ROGALSKI P. 2010. Kandydoza przewodu pokarmowego – fakty i mity. Gastroenterol. Klin., 2(3): 87-97.

[171] SALAH H.A., TEMERK H.A., SALAH N.A., ALSHEHRI S.R.Z., AL-HARBI J.A., MAWED A.M.M., KHALED K.A.M., EL-LATIF H., AMEIN K.A. 2021. Production and Optimization of Xylanase and α-Amylase from Non-Saccharomyces Yeasts (*Pichia membranifaciens*). J. Pure Appl. Microbiol., 15(1): 452-461. https://doi.org/10.22207/JPAM.15.1.43

[172] SAMARASINGHE H., Lu Y., ALJOHANI R., AL-AMAD A., YOELL H., XU J. 2021. Global patterns in culturable soil yeast diversity. iScience, 24(10): 103098. doi: 10.1016/j.isci.2021.103098

[173] SANSONE G., REZZA I., CALVENTE V., BENUZZI D., SANZ DE TOSETTI M.I. 2005. Control of *Botrytis cinerea* strains resistant to iprodione in apple with rhodotorulic acid and yeasts. Postharvest Biol. Technol., 35(3): 245-251. https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2004.09.005

[174] SARDI J.C.O., SCORZONI L., BERNARDI T., FUSCO-ALMEIDA A.M., GIANNINI M. 2013. *Candida* species: current epidemiology, pathogenicity, biofilm formation, natural antifungal products and new therapeutic options. J. Med. Microbiol., Braz. J. Microbiol., 62(1): 10-24. doi: 10.1099/jmm.0.045054-0.

[175] SAVOLAINEN J., LINTU P., KOSONEN J., KORTEKANGAS-SAVOLAINEN O., VIANDER M., PÈNE J., KALIMO K., TERHO E.O., BOUSQUET J. 2001. Clin. Exp. Allergy, 31(1): 125-134. https://doi.org/10.1111/j.1365-2222.2001.00958.x

[176] SCHOEMAN H., WOLFAARDT G.M., BOTHA A., VAN RENSBURG P., PRETORIUS I.S. 2009. Establishing a risk-assessment process for release of genetically modified wine yeast into the environment. Can. J. Microbiol., 55(8): 990-1002. doi:10.1139/w09-039

[177] SCORZONI L., DE PAULA E SILVA A.C.A., MARCOS C.M., ASSATO P.A., DE MELO W.C.M.A., DE OLIVEIRA H.C., COSTA-ORLANDI C.B., MENDES-GIANNINI M.J.S., FUSCO-ALMEIDA A.M. 2017. Antifungal Therapy: New Advances in the Understanding and Treatment of Mycosis. Front. Microbiol., 8:36. https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.00036

[178] SHADZI S., ATAEI B., NOKHODIAN Z., DANESHMAND D. 2014. Dermatophytes contamination of wrestling mats in sport centers of Isfahan, Iran. Adv. Biomed. Res., 3:241. doi:10.4103/2277-9175.145747

[179] SHAH A.H., ABDELZAHER A.M., PHILLIPS M., HERNANDEZ R., SOLO-GABRIELE H.M., KISH J., SCORZETTI G., FELL J.W., DIAZ M.R., SCOTT T.M., LUKASIK J., HARWOOD V.J., MCQUAIQ S., SINIGALLIANO C.D., GIDLEY M.L., WANLESS D., AGER A., LUI J., STEWART J.R., PLANO L.R.W., FLEMING L.E. 2011. Indicator microbes correlate with pathogenic bacteria, yeasts and helminthes in sand at a subtropical recreational beach site. J. Appl. Microbiol., 110(6): 1571-1583. doi: 10.1111/j.1365-2672.2011.05013.x.

[180] SHARMA R., ÖKMEN B., DOEHLEMANN G., THINES M. 2019. Saprotrophic yeasts formerly classified as *Pseudozyma* have retained a large effector arsenal, including functional Pep1 orthologs. Mycol. Prog., 18(5): 763-768. doi:10.1007/s11557-019-01486-2

[181] SIBLEY C.D., PEIRANO G., CHURCH D.L. 2012. Molecular methods for pathogen and microbial community detection and characterization: Current and potential application in diagnostic microbiology. Infect. Genet. Evol., 12(3): 505–521. https://doi.org/10.1016/j.meegid.2012.01.011

[182] SILVA-BEDOYA L.M., RAMÍREZ-CASTRILLÓN M., OSORIO-CADAVID E. 2014. Yeast diversity associated to sediments and water from two Colombian artificial lakes. 45(1): 135-142. https://doi.org/10.1590/S1517-83822014005000035

[183] SILVA S., NEGRI M., HENRIQUES M., OLIVEIRA R., WILLIAMS D.W., AZEREDO J. 2012. *Candida glabrata, Candida parapsilosis* and *Candida tropicalis*: biology, epidemiology, pathogenicity and antifungal resistance. FEMS Microbiol. Rev., 36(2): 288-305. https://doi.org/10.1111/j.1574-6976.2011.00278.x

[184] SIOUTAS G., EVANGELOU K., VLACHAVAS A., Papadopoulos E. 2021. Deaths Due to Mixed Infections with *Passalurus ambiguus*, Eimeria spp. and *Cyniclomyces guttulatus* in an Industrial Rabbit Farm in Greece. Pathogens, 10(6): 756. https://doi.org/10.3390/pathogens10060756

[185] SKÓRA J., GUTAROWSKA B. 2014. Analiza wybranych czynników wirulencji bakterii i drożdży izolowanych ze środowisk pracy w kompostowniach, garbarniach, muzeach. Medycyna Środowiskowa – Environ. Med., 17(3): 52-61.

[186] SOLO-GABRIELE H.M., HARWOOD V.J., KAY D., FUJIOKA R.S., SADOWSKY M.J., WHITMAN R.L., WITHER A., CANIÇA M., da FONSECA R.C., DUARTE A., EDGE T. et al. 2016. Beach sand and the potential for infectious disease transmission: Observations and recommendations. J. Mar. Biol. Assoc., 96(1): 101-120. https://doi.org/10.1017/S0025315415000843

[187] SPICA V.R., SISTI M., SCHIAVANO G., DE SANTI M., ORSINI M., MONTUORI E., PAPARINI A., BRANDI G. 2004. Microbial load in indoor sport environments: new quality issues by molecular biology. Ital. J. Public Health, 1(3): 89-90.

[188] SCHWINN A., STROHM S., HELGENBERGER M., RANK C., BROCKER E.B. 1993. Phaeohyphomycosis caused by *Exophiala jeanselmei* treated with itraconazole. Mycoses, 36(11-12): 445-448. https://doi.org/10.1111/j.1439-0507.1993.tb00738.x

[189] SPURLEY W. J., FISGER K. J., LANGDON Q. K., BUH K. V., JARZYNA M., HAASE M. A. B., SYLVESTER K., MORIARTY R. V., RODRIGUEZ D., SHEDDAN A., WRIGHT S., SORLIE L., HULFACHOR A. B., OPULENTE D. A., HITTINGER C. T. 2021. Substrate, temperature, and geographical patterns among nearly 2000 natural yeast isolates. Yeasts. https://doi.org/10.1002/yea.3679

[190] STAIB P., MORSCHHÄUSER J. 2006. Chlamydospore formation in *Candida albicans* and *Candida dubliniensis* – an enigmatic developmental programme. Mycoses, 50(1): 1-12. https://doi.org/10.1111/j.1439-0507.2006.01308.x

[191] STRELERSKII R., KACHALKIN A., GLUSHAKOVA A.M., YURKOV A.M., DEMIN V.V. 2019. Yeasts producting zeatin. Peer J., 20(7):e6474. doi:10.7717/peerj.6474

[192] SUZUKI K., MORIGUCHI K., YAMAMOTO S. 2015. Horizontal DNA transfer from bacteria to eukaryotes and a lesson from experimental transfers. Res. Microb., 166(10): 753-763. https://doi.org/10.1016/j.resmic.2015.08.001

[193] TAVARES DO ESPÍRITO SANTO E.P., MONTEIRO R.C., FUSCO DA COSTA A.R., MARQUES-DA-SILVA S.H. 2020. Molecular Identification, Genotyping, Phenotyping, and Antifungal Susceptibilities of Medically Important *Trichosporon*, *Apiotrichum*, and *Cutaneotrichosporon* Species. Mycopathologia, 185(2): 307-317. doi: 10.1007/s11046-019-00407-x.

[194] TEDERSOO L., BAHRAM M., PÕLME S., KÕLJALG U., YOROU N.S., WIJESUNDERA R., RUIZ L.V., VASCO-PALACIOS A.M., THU P.Q., SUIJA A., SMITH M.E., SHARP C., SALUVEER E., SAITTA A., ROSAS M., RIIT T., RATKOWSKY D., PRITSCH K., PÕLDMAA K., PIEPENBRING M., PHOSRI C., PETERSON M., PARTS K., PÄRTEL K., OTSING E., NOUHRA E., NJOUONKOU A.L., NILSSON R.H., MORGADO L.N., MAYOR J., MAY T.W., MAJUAKIM L., LODGE D.J., LEE S.S., LARSSON K., KOHOUT P., HOSAKA K., HIIESALU I., HENKEL T.W., HAREND H., GUO L., GRESLEBIN A., GRELET G., GEML J., GATES G., DUNSTAN W., DUNK C., DRENKHAN R., DEARNALEY J., DE KESEL A., DANG T., CHEN X., BUEGGER F., BREARLEY F.Q., BONITO G., ANSLAN S., ABELL S., ABARENKOV K. 2014. Global diversity and geography of soil fungi. Science, 346: 1078-1788. http://dx.doi.org/10.1126/science.1256688

[195] TROCHINE A., BELLORA N., NIZOVOY P., DURAN R., GRIEF G., DE GARCÍA V., BATTHYANY C., ROBELLO C., LIBKIND D. 2022. Genomic and proteomic analysis of *Tausonia pullulans* reveals a key role for a GH15 glucoamylase in starch hydrolysis. Appl. Microbiol. Biotechnol., 106(12): 4655-4667. doi: 10.1007/s00253-022-12025-7.

[196] TRZMIEL D., Lis-Święty A., Bergler-Czop B. 2011. Klinika zakażeń grzybiczych skóry i jej przydatków w praktyce lekarza rodzinnego – problem ciągle aktualny. Med. Ogólna Nauki Zdr., 17(4): 212-217.

[197] VADKERTIOVÁ R., DUDÁŠOVÁ H., BALAŠČÁKOVÁ M. 2017. Yeasts in Agricultural and Managed Soils. W: BUZZINI P., LACHANCE M-A., YURKOW A. (red.). Yeasts in Natural Ecosystems: Diversity. Springer: 117-144.

[198] VADKERTIOVÁ R., DUDÁŠOVÁ H., STRATILOVÁ E., BALAŠČÁKOVÁ M. 2019. Diversity of yeasts in the soil adjacent to fruit trees of the Rosaceae family. Yeast, 36(10): 617-631. https://doi.org/10.1002/yea.3430

[199] VAZ A.B.M., ROSA L.H., VIEIRA M.L.A., DE GARCIA V., BRANDÃO L.R., TEIXEIRA L.C.R.S., MOLINÉ M., LIBKIND D., VAN BROOCK M., ROSA C.A. 2011. The diversity, extracellular enzymatic activities and photoprotective compounds of yeasts isolated in Antarctica. Braz. J. Microbiol., 42(3): 937-947. doi: 10.1590/S1517-838220110003000012

[200] VENGURLEKAR S., SHARMA R., TRIVEDI P. 2012. Efficacy of some natural compounds as antifungal agents. Pharmacogn. Rev., 6(12): 91-99. doi:10.4103/0973-7847.99942.

[201] WALKER J.K.M., WARD V., JONES M.D. 2016. Ectomycorrhizal fungal exoenzyme activity differs on spruce seedlings planted in forests versus clearcuts. Trees, 30: 497-508. https://doi.org/10.1007/s00468-015-1239-7

[202] WIEJAK A. 2011. Ocena stopnia skażenia powietrza zarodnikami grzybów pleśniowych jako istotny czynnik ekspertyzy mikologicznej. Prace Instytutu Techniki Budowlanej – Kwartalnik, 3(159): 3-12.

[203] WIJAYAWARDENA B.K., MINCHELLA D.J., DEWOODY J.A. 2013. Hosts, parasites, and horizontal gene transfer. Trends Parasitol., 29(7): 329–338. doi:10.1016/j.pt.2013.05.001

[204] WINSTON J.A., PIPERISOVA I., NEEL J., GOOKIN J.L. 2016. *Cyniclomyces guttulatus* Infection in Dogs: 19 Cases (2006-2013). J. Am. Hosp. Assoc., 52(1): 42-51. doi: 10.5326/JAAHA-MS-6307.

[205] WOŁEJKO E., MATEJCZYK M. 2011. Problem korozji biologicznej w budownictwie. Civil and Environmental Engineering, 2: 191-195.

[206] WOO P.C.Y., NGAN A.H.Y., TSANG C.C.C., LING I.W.H., CHAN J.F.W., LEUNG S., YUEN K., LAU S.K.P. 2013. Clinical Spectrum of *Exophiala* Infections and a Novel *Exophiala* Species, *Exophiala hongkongensis*. J. Clin. Microbiol., 51(1): 260-270. doi: 10.1128/JCM.02336-12.

[207] WÓJCIK A., BŁASZKOWSKA J., KURNATOWSKI P., GÓRALSKA K. 2016. Sandpits as a reservoir of potentially pathogenic fungi for children. Ann. Agric. Environ. Med., 23(4): 542-548. https://doi.org/10.5604/12321966.1226843

[208] WÓJCIK A., KURNATOWSKI P., BŁASZKOWSKA J. 2013. Potentially pathogenic yeasts from soil of children's recreational areas in the city of Łódź (Poland). Int. J. Occup. Med. Environ. Health, 26(3): 477-487. doi:10.2478/s13382-013-0118-y

[209] WRZOSEK M., RUSZKIEWICZ-MICHALSKA M., SIKORA K., DAMSZEL M., SIEROTA Z. 2017. The plasticity of fungal interactions. Mycol. Prog., 16: 101-108. https://doi.org/10.1007/s11557-016-1257-x

[210] XIAO C., CHI R., PAN X., LIU F., HE J. 2013. Rock phosphate solubilization by four yeast strains. Ann. Microbiol., 63: 173-178. doi:10.1007/s13213-012-0458-z

[211] YURKOV A.M. 2018. Yeasts of the soil – obscure but precious. Yeast, 35(5): 369-378. doi:10.1002/yea.3310

[212] ZAJC J., ZALAR P., GUNDE-CIMERMAN. A. 2017. Yeasts in Hypersaline Habitats. W: BUZZINI P., LACHANCE M-A., YURKOW A. (red.). Yeasts in Natural Ecosystems: Diversity. Springer: 293-329.

[213] ZARNOWSKI R., SANCHEZ H., ANDREU C., ANDES D., DEL OLMO M. 2021. Formation and characterization of biofilms formed by salt-tolerant yeast strains in seawater-based growth medium. Appl. Microbiol. Biotechnol., 105: 2411-2426. https://doi.org/10.1007/s00253-021-11132-1

[214] ZHANG Z., FENG H., QIU Y., XU Z., XIE Q., DING W., LIU H., LI G. 2022. Dysbiosis of Gastric Mucosal Fungal Microbiota in the Gastric Cancer Microenvironment. J. Immunol. Res., 2022: 6011632. https://doi.org/10.1155/2022/6011632

[215] ŻUKIEWICZ-SOBCZAK W., SOBCZAK P., IMBOR K., KRASOWSKA E., HOROCH A., WOJTYŁA A., PIĄTEK J., ZWOLIŃSKI J. 2012. Zagrożenia grzybowe w budynkach i w mieszkaniach – wpływ na organizm człowieka. Med. Ogólna Nauki Zdr., 17(2): 141-146.

7. Spis tabel, rycin, tablic i załączników

TABELE		
NR	**TYTUŁ TABELI**	**STR.**
1	Tabela 1. Popularnie stosowane leki przeciwgrzybicze i mechanizmy ich działania Table 1. Popularly used antifungal drugs and their mechanisms of action	**16**
2	Tabela 2. Ogólna charakterystyka jeziora Kortowskiego (LOSSOW i in. 2005) Table 2. General characteristics of the Kortowskie lake (LOSSOW et al. 2005)	**30**
3	Tabela 3. Ogólna charakterystyka jeziora Skanda (LOSSOW i in. 2005) Table 3. General characteristics of the Skanda lake (LOSSOW et al. 2005)	**31**
4	Tabela 4. Ogólna charakterystyka jeziora Skanda (LOSSOW i in. 2005) Table 4. General characteristics of the Skanda lake (LOSSOW et al. 2005)	**32**
5	Tabela 5. Ogólna charakterystyka jeziora Ukiel (LOSSOW i in. 2005) Table 5. General characteristics of the Ukiel lake (LOSSOW et al. 2005)	**33**
6	Tabela 6. Ogólna charakterystyka stanowisk badawczych wraz z ich numeracją, umieszczoną na rycinie 6 Table 6. General characteristics of the research stands along with their numbering, shown in figure 6	**34**
7	Tabela 7. Liczba izolatów poszczególnych gatunków pozyskanych w trakcie badań w ujęciu malejącym Table 7. The number of isolates of individual species obtained during the research in decreasing order	**48**
8	Tabela 8. Wykaz izolatów wielogatunkowych Table 8. List of two species isolates	**50**
9	Tabela 9. Wyniki oznaczeń molekularnych Table 9. Results of molecular determinations	**51**
10	Tabela 10. Liczba izolatów pozyskanych z poszczególnych jezior z uwzględnieniem poszczególnych miesięcy Table 10. Number of isolates obtained from individual lakes, taking into account individual months	**53**
11	Tabela 11. Liczba izolatów poszczególnych gatunków drożdży w odniesieniu do analizowanych kryteriów badawczych Table 11. The number of isolates of individual yeasts species in relation to the analyzed research criteria	**65**
12	Tabela 12. Występowanie drożdży w obrębie piasku badanych plaż Table 12. Occurrence of yeast within the sand of the examined beaches	**68**
13	Tabela 13. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych w obu sezonach badawczych Table 13. List of species and genera isolated in both research seasons	**70**
14	Tabela 14. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych tylko w sezonie 2018-2019 Table 14. List of species and genera isolated only in the 2018-2019 season	**70**
15	Tabela 15. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych tylko w sezonie 2019-2020 Table 15. List of species and genera isolated only in the 2019-2020 season	**71**
16	Tabela 16. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych w obu porach dnia Table 16. List of species and genera isolated at both times of the day	**72**
17	Tabela 17. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych tylko rano Table 17. List of species and genera isolated only in the morning	**73**
18	Tabela 18. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych tylko wieczorem Table 18. List of species and genera isolated only in the evening	**73**
19	Tabela 19. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych z obu badanych głębokości Table 19. List of species and genera isolated from both tested depths	**74**
20	Tabela 20. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych tylko z głębokości 10 cm Table 20. List of species and genera isolated only from a depth of 10 cm	**75**
21	Tabela 21. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych tylko z głębokości 50 cm Table 21. List of species and genera isolated only from a depth of 50 cm	**76**
22	Tabela 22. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych z obu typów plaż Table 22. List of species and genera isolated from both types of beaches	**76**

23	Tabela 23. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych tylko z plaż nadzorowanych Table 23. List of species and types isolated only from supervised beaches	**77**
24	Tabela 24. Wykaz gatunków i rodzajów izolowanych tylko z plaż nienadzorowanych Table 24. List of species and types isolated only from unsupervised beaches	**78**
25	Tabela 25. Gatunki i rodzaje drożdży izolowane z piasku plaży Jeziora Kortowskiego Table 25. Species and genera of yeasts isolated from the sand of the beach of Kortowskie Lake	**78**
26	Tabela 26. Gatunki drożdży izolowane wyłącznie z piasku plaży Jeziora Kortowskiego Table 26. Species of yeasts isolated only from the sand of the beach of Kortowskie Lake	**81**
27	Tabela 27. Gatunki i rodzaje drożdży wyizolowane z piasku plaż i boiska do siatkówki plażowej jeziora Skanda Table 27. Species and genera of yeasts isolated from the sand of beaches and beach volleyball court of Lake Skanda	**84**
28	Tabela 28. Gatunki drożdży izolowane wyłącznie z piasku plaż i boiska do siatkówki plażowej Jeziora Skanda Table 28. Species of yeasts isolated only from the sand of the beaches and beach volleyball court of Skanda Lake	**87**
29	Tabela 29. Gatunki drożdży izolowane z piasku plaży Jeziora Tyrsko Table 29. Species of yeasts isolated from the sand of the beach of Tyrsko Lake	**90**
30	Tabela 30. Gatunki drożdży izolowane wyłącznie z piasku plaży Jeziora Tyrsko Table 30. Species of yeasts isolated from the sand of the beach of Tyrsko Lake	**93**
31	Tabela 31. Gatunki i rodzaje drożdży wyizolowane z piasku plaż i boisk do siatkówki plażowej jeziora Ukiel Table 31. Species and genera of yeasts isolated from the sand of beaches and beach volleyball courts of Lake Ukiel	**96**
32	Tabela 32. Gatunki drożdży izolowane wyłącznie z piasku plaż i boisk do siatkówki plażowej Jeziora Ukiel Table 32. Species of yeasts isolated only from the sand of the beaches and beach volleyball courts of Lake Ukiel	**99**
33	Tabela 33. Liczba izolatów drożdży pozyskanych z plaż nadzorowanych i nienadzorowanych w obu sezonach badawczych Table 33. Number of yeasts isolates obtained from supervised and unsupervised beaches in both research seasons	**103**
34	Tabela 34. Gatunki drożdży izolowane z boisk do siatkówki plażowej Table 34. Yeast species isolated from beach volleyball courts	**104**
35	Tabela 35. Występowanie gatunków drożdży na badanych boiskach do siatkówki plażowej w odniesieniu do poszczególnych sezonów badawczych Table 35. Occurrence of yeasts species in the studied beach volleyball courts in relation to particular research seasons	**105**
36	Tabela 36. Gatunki drożdży izolowane wyłącznie z boisk do siatkówki plażowej (Tablica 24) Table 36. Yeast species isolated only from beach volleyball courts (Board 24)	**107**
37	Tabela 37. Statystyczna zależność liczby izolatów i koncentracji szczepów od parametrów meteorologicznych (współczynnik korelacji rang Spearmana) Table 37. Statistical dependence of the number of isolates and strain concentration on meteorological parameters (Spearman rank correlation coefficient)	**118**

RYCINY

NR	TYTUŁ RYCINY	STR.
1	Rycina 1. Czynniki warunkujące zjadliwość drożdży *Cryptococcus* sp. GXM: glukuronoksylomannan. ExoPS: egzopolisacharydy (głównie GXM). Plb1: fozfolipaza 1. MP84: mannoproteina 84. Cfl1: flokulina komórkowa 1. Cps1: syntaza kwasu hialuronowego. Mpr1: metaloproteaza. EV: pęcherzyki zewnątrzkomórkowe. BBB: bariera krew-mózg (CAMACHO I CASADEVALL 2018)	**9**

	Figure 1. Factors determining virulence of *Cryptococcus* sp. GXM: glucuronoxylomannan. exoPS: exopolysaccharides (mainly GXM). Plb1: phospholipase 1. MP84: mannoprotein 84. Cfl1: cell flocculin 1. Cps1: hyaluronic acid synthase. Mpr1: metalloprotease. EV: extracellular vesicles. BBB: blood brain barrier (CAMACHO and CASADEVALL 2018)	
2	Rycina 2. Obecnie stosowane antymykotyki i ich cele komórkowe (GNAT i in. 2020). Figure 2. Currently used antimycotics and their cellular targets (GNAT et al. 2020).	**17**
3	Rycina 3. Sezonowa transmisja drożdży w obrębie ekosystemu jeziornego (na podstawie BIEDUNKIEWICZ i in. 2020) Figure 3. Seasonal circulation of yeasts in lake ecosystem (based on BIEDUNKIEWICZ i in. 2020)	**19**
4	Rycina 4. Schemat ekologii i dróg rozprzestrzeniania się drożdży w glebach. Drożdże z dojrzałych owoców są przenoszone do gleby (a). Zimują w stanie hibernacji i zaszczepiają owoce na powierzchni (b). Rodzime drożdże glebowe rozmnażają się w wierzchniej warstwie gleby, a ich liczba maleje w głębszych warstwach gleby (c). Obecność niektórych drożdży jest związana z odkładaniem się resztek roślinnych i zwierzęcych w glebie; te przejściowe gatunki są szybko eliminowane (wypierane lub wyżerane) w glebie (d). Niektóre drożdże są związane z korzeniami roślin glebowych (e) i bezkręgowcami (f) (YURKOV 2018). Figure 4. Schematic representation of ecology and dispersal routes of yeasts in soils. Yeasts from ripe fruits are carried to the soil (a). Hibernate during the winter and inoculate fruits above-ground (b). Indigenous soil yeasts multiply in the topsoil, and their number decreases in deeper soil layers (c). The presence of some yeasts is related to the deposition of plant and animal residues on the soil; these transient species are quickly eliminated (outcompeted or preyed on) in the soil (d). Some yeasts are associated with soil plant roots (e) and invertebrates (f) (YURKOV 2018).	**21**
5	Rycina 5. Profesjonalny mecz siatkówki plażowej https://www.fivb.com/en/beachvolleyball Figure 5. Professional beach volleyball match https://www.fivb.com/en/beachvolleyball	**28**
6	Rycina 6. Lokalizacja stanowisk badawczych na tle mapy administracyjnej Olsztyna (płn. – wsch. Polska) Figure 6. Location of test stands against the background of the Olsztyn administrative map (N-E Poland)	**35**
7	Rycina 7. Pobieranie prób piasku świdrem glebowym Figure 7. Sampling sand with a soil auger	**40**
8	Rycina 8. Wytrząsanie przygotowanych zawiesin piasku Figure 8. Shaking prepared sand suspensions	**42**
9	Rycina 9. Metoda izolacji drożdży z piasku (na podstawie: WÓJCIK i in. 2013; 2016) Figure 9. Technique of isolating yeasts from sand (based on: WÓJCIK et al. 2013; 2016)	**43**
10	Rycina 10. Komora wilgotna z podłożem Nickersona do mikrohodowli drożdży Figure 10. Humid chamber with Nickerson agar for yeasts microculture	**45**
11	Rycina 11. Liczba izolatów izolowanych z poszczególnych jezior w danym sezonie badawczym Figure 11. Number of isolates isolated from individual lakes in a given research season	**54**
12	Rycina 12. Udział liczby izolatów pozyskanych z piasku plaż poszczególnych jezior w ogólnej liczbie izolatów z uwzględnieniem obu sezonów badawczych Figure 12. The share of the number of isolates obtained from the sand of the beaches of individual lakes in the total number of isolates, taking into account both research seasons	**55**
13	Rycina 13. Udział procentowy izolatów pozyskanych z piasku plaż poszczególnych jezior w ogólnej liczbie izolatów w sezonie 2018-2019 Figure 13. Percentage of isolates obtained from the sand of beaches of individual lakes in the total number of isolates in the 2018-2019 season	**55**
14	Rycina 14. Udział procentowy izolatów pozyskanych z piasku plaż poszczególnych jezior w ogólnej liczbie izolatów w sezonie 2019-2020 Figure 14. Percentage of isolates obtained from the sand of beaches of individual lakes in the total number of isolates in the 2019-2020 season	**56**
15	Rycina 15. Rozkład liczby izolatów na przestrzeni kolejnych sezonów badawczych, z uwzględnieniem poszczególnych miesięcy	**57**

	Figure 15. Distribution of the number of isolates over subsequent research seasons, taking into account individual months	
16	Rycina 16. Udział procentowy izolatów pozyskanych w poszczególnych porach dnia w ogólnej liczbie izolatów Figure 16. Percentage of isolates obtained at particular times of the day in the total number of isolates	**58**
17	Rycina 17. Liczba izolatów pozyskanych w poszczególnych porach dnia w danym sezonie badawczym Figure 17. Number of isolates obtained at particular times of the day in a given research season	**59**
18	Rycina 18. Liczba izolatów pozyskiwanych w danej porze dnia z uwzględnieniem poszczególnych miesięcy Figure 18. The number of isolates obtained at a given time of the day, taking into account individual months	**60**
19	Rycina 19. Udział procentowy izolatów pozyskanych z poszczególnych głębokości w ogólnej liczbie izolatów Figure 19. Percentage of isolates obtained from particular depths in the total number of isolates	**62**
20	Rycina 20. Liczba izolatów pozyskanych z poszczególnych głębokości w danym sezonie badawczym Figure 20. Number of isolates obtained from particular depths in a given research season	**62**
21	Rycina 21. Liczba izolatów pozyskiwanych z danej głębokości z uwzględnieniem poszczególnych miesięcy Figure 21. Number of isolates obtained from a given depth, taking into account individual months	**63**
22	Rycina 22. Łączna liczba gatunków drożdży wyizolowanych z badanych jezior Figure 22. The total number of yeasts species isolated from the studied lakes	**64**
23	Rycina 23. Występowanie drożdży w obrębie plaż poszczególnych jezior Figure 23. Occurrence of yeast within the beaches of individual lakes	**69**
24	Rycina 24. Drożdże wyizolowane z piasku plaży jeziora Kortowskiego Figure 24. Yeast isolated from the sand of the Kortowskie lake beach	**80**
25	Rycina 25. Liczba izolatów drożdży pozyskanych z plaży jeziora Kortowskiego z uwzględnieniem pór dnia, w odniesieniu do poszczególnych sezonów badawczych Figure 25. The number of yeasts isolates obtained from the beach of Kortowskie Lake, taking into account the times of day, in relation to individual research seasons	**83**
26	Rycina 26. Liczba izolatów drożdży pozyskanych z plaży Jeziora Kortowskiego z uwzględnieniem głębokości, w odniesieniu do poszczególnych sezonów badawczych Figure 26. Number of yeasts isolates obtained from the beach of Lake Kortowskie, taking into account the depth, in relation to individual research seasons	**83**
27	Rycina 27. Drożdże wyizolowane z piasku plaż i boiska do siatkówki plażowej jeziora Skanda Figure 27. Yeast isolated from the sand of beaches and beach volleyball court of Lake Skanda	**86**
28	Rycina 28. Liczba izolatów drożdży pozyskanych z plaż i boiska do siatkówki plażowej jeziora Skanda z uwzględnieniem pór dnia, w odniesieniu do poszczególnych sezonów badawczych Figure 28. The number of yeasts isolates obtained from the beaches and beach volleyball court of Lake Skanda, taking into account the time of day, in relation to individual research seasons	**89**
29	Rycina 29. Liczba izolatów drożdży pozyskanych z plaż i boiska do siatkówki plażowej jeziora Skanda z uwzględnieniem głębokości, w odniesieniu do poszczególnych sezonów badawczych Figure 29. The number of yeasts isolates obtained from the beaches and beach volleyball court of Lake Skanda, taking into account the depth, in relation to individual research seasons	**90**
30	Rycina 30. Drożdże wyizolowane z piasku plaży jeziora Tyrsko Figure 30. Yeast isolated from the sand of the Tyrsko lake beach	**92**
31	Rycina 31. Liczba izolatów drożdży pozyskanych z plaży jeziora Tyrsko z uwzględnieniem pór dnia, w odniesieniu do poszczególnych sezonów badawczych	**95**

	Figure 31. Number of yeasts isolates obtained from the beach of Lake Tyrsko, taking into account the time of day, in relation to individual research seasons	
32	Rycina 32. Liczba izolatów drożdży pozyskanych z plaży jeziora Tyrsko z uwzględnieniem głębokości, w odniesieniu do poszczególnych sezonów badawczych Figure 32. The number of yeasts isolates obtained from the beach of Lake Tyrsko, taking into account the depth, in relation to individual research seasons	**96**
33	Rycina 33. Drożdże wyizolowane z piasku plaż i boisk do siatkówki plażowej jeziora Ukiel Figure 33. Yeast isolated from the sand of beaches and beach volleyball courts of Lake Ukiel	**98**
34	Rycina 34. Liczba izolatów drożdży pozyskanych z plaż i boisk do siatkówki plażowej jeziora Ukiel z uwzględnieniem pór dnia, w odniesieniu do poszczególnych sezonów badawczych Figure 34. Number of yeasts isolates obtained from beaches and beach volleyball courts in Lake Ukiel, taking into account the time of day, in relation to individual research seasons	**101**
35	Rycina 35. Liczba izolatów drożdży pozyskanych z plaż i boisk do siatkówki plażowej jeziora Ukiel z uwzględnieniem głębokości, w odniesieniu do poszczególnych sezonów badawczych Figure 35. The number of yeasts isolates obtained from the beaches and beach volleyball courts of Lake Ukiel, taking into account the depth, in relation to individual research seasons	**102**
36	Rycina 36. Drożdże wyizolowane z boisk do siatkówki plażowej Figure 36. Species isolated from beach volleyball courts	**106**
37	Rycina 37. Miesięczna, średnia liczba drożdży w 1 cm3 piasku Figure 37. The monthly average number of yeasts in cm3 of sand	**108**
38	Rycina 38. Udział procentowy miesięcznej, średniej liczby drożdży w 1 cm3 piasku z danego sezonu w ogólnej średniej liczbie drożdży z danego miesiąca Figure 38. Percentage of the monthly average number of yeast in 1 cm3 of sand for a given season in the total average number of yeast for a given month	**109**
39	Rycina 39. Średnia liczba żywych komórek drożdży w 1 g piasku poszczególnych jezior na przestrzeni obu sezonów badawczych Figure 39. Average number of live yeast cells in 1 g of sand in individual lakes during both research seasons	**110**
40	Rycina 40. Średnia liczba żywych komórek drożdży w 1 g piasku poszczególnych jezior w sezonie 2018-2019 Figure 40. The average number of live yeast cells in 1 g of sand in individual lakes in the 2018-2019 season	**112**
41	Rycina 41. Udział procentowy średniej liczby żywych komórek drożdży w 1 g piasku poszczególnych jezior w ogólnej średniej liczbie drożdży w danym miesiącu sezonu 2018-2019 Figure 41. The percentage of the average number of live yeast cells in 1 g of sand of individual lakes in the total average number of yeast in a given month of the 2018-2019 season	**113**
42	Rycina 42. Średnia liczba żywych komórek drożdży w 1 g piasku poszczególnych jezior w sezonie 2019-2020 Figure 42. The average number of live yeast cells in 1 g of sand in individual lakes in the 2019-2020 season	**115**
43	Rycina 43. Udział procentowy średniej liczby żywych komórek drożdży w 1 g piasku poszczególnych jezior w ogólnej średniej liczbie drożdży w danym miesiącu sezonu 2019-2020 Figure 43. The percentage of the average number of live yeast cells in 1 g of sand of individual lakes in the total average number of yeast in a given month of the 2018-2020 season	**116**

TABLICE

NR	TYTUŁ TABLICY	STR.
1	Tablica 1. **A** – Plaża nad Jeziorem Kortowskim; **B** – Plaża nad jeziorem Tyrsko; Board 1. **A** – Beach on Lake Kortowskie; **B** – Beach on lake Tyrsko	**36**
2	Tablica 2. **A** – Plaża nad jeziorem Skanda (OSiR); **B** – Plaża nad jeziorem Skanda; Board 2. **A** – Beach on lake Skanda (OSiR); **B** – Beach on lake Skanda	**37**
3	Tablica 3. **A** – Plaża nad jeziorem Ukiel; **B** – Plaża nad jeziorem Ukiel (Miejska); **C** – Plaża nad jeziorem Ukiel (Omega); **D** – Plaża nad jeziorem Ukiel (Słoneczna Polana) Board 3. **A** – Beach on lake Ukiel; **B** – Beach on Ukiel (Miejska); **C** – Beach on Ukiel (Omega); **D** – Beach on Ukiel (Słoneczna Polana)	**38**
4	Tablica 4. Badane boiska do siatkówki plażowej (**A** – Skanda OSiR; **B** – Ukiel Miejska; **C** – Ukiel Omega; **D** – Ukiel Słoneczna Polana) Board 4. Tested beach volleyball courts (**A** – OSiR Skanda; **B** – Ukiel Miejska; **C** – Ukiel Omega; **D** – Ukiel Słoneczna Polana)	**39**
5A	Tablica 5A. Najczęściej izolowane gatunki **A** – *Barnettozyma californica* 1000x; **B** – *Candida glabrata* 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x Board 5A. Most often isolated species **A** – *Barnettozyma californica* 1000x; **B** – *Candida glabrata* 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x	**119**
5B	Tablica 5B. Najczęściej izolowane gatunki **A** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **B** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; **C** – *Solicoccozyma a*eria 1000x; Board 5B. Most often isolated species **A** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **B** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; **C** – *Solicoccozyma a*eria 1000x	**120**
6A	Tablica 6A. Gatunki zaklasyfikowane do BSL-2 **A** – *Candida albicans* 1000x; **B** – *Candida glabrata* 1000x; C – *Clavispora lusitaniae* 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **E** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; Board 6A. Species classified to BSL-2 **A** – *Candida albicans* 1000x; **B** – *Candida glabrata* 1000x; **C** – *Clavispora lusitaniae* 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **E** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x	**121**
6B	Tablica 6B. Gatunki zaklasyfikowane do BSL-2 **A** – *Exophiala bergeri* 1000x; **B** – *Exophiala castellanii* 1000x; **C** – *Exophiala jenaselmei* 1000x; Board 6B. Species classified to BSL-2 **A** – *Exophiala bergeri* 1000x; **B** – *Exophiala castellanii* 1000x; **C** – *Exophiala jenaselmei* 1000x	**122**
7	Tablica 7. Izolaty dwugatunkowe **A** – *Candida albicans* i *Dipodascus albidus* 1000x; **B** – *Candida glabrata* i *Pichia fermentans* 1000x; **C** – *Debaryomyces hansenii* i *Nadsonia commutate* 1000x; **D** – *Saccharomycodes ludwigii* i *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; Board 7. two-species isolates **A** – *Candida albicans* i *Dipodascus albidus* 1000x; **B** – *Candida glabrata* i *Pichia fermentans* 1000x; **C** – *Debaryomyces hansenii* i *Nadsonia commutate* 1000x; **D** – *Saccharomycodes ludwigii* i *Schwanniomyces polymorphus* 1000x	**123**
8	Tablica 8. Gatunki izolowane z piasku plaż wszystkich badanych jezior **A** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **C** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **D** – *Schwanniomyces capriottii* 1000x; Board 8. Species isolated from the sand of the beaches of all studied lakes **A** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **C** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **D** – *Schwanniomyces capriottii* 1000x	**124**
9	Tablica 9. Gatunki najczęściej izolowane w sezonie 2018-2019 **A** – *Barnettozyma californica* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **D** – *Schwanniomyces capriottii* 1000x; **E** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; **F** – *Tausonia pullulans* 1000x; Board 9. The species most often isolated in the 2018-2019 season **A** – *Barnettozyma californica* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **D** – *Schwanniomyces capriottii* 1000x; **E** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; **F** – *Tausonia pullulans* 1000x	**125**

10	Tablica 10. Gatunki najczęściej izolowane w sezonie 2019-2020 **A** – *Candida glabrata* 1000x; **B** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **C** – *Mycogloea nipponica* 1000x; **D** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; **E** – *Solicoccozyma aeria* Board 10. The species most often isolated in the 2019-2020 **A** – *Candida glabrata* 1000x; **B** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **C** – *Mycogloea nipponica* 1000x; **D** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; **E** – *Solicoccozyma aeria*	**126**
11	Tablica 11. Gatunki najczęściej izolowane w zależności od pory dnia (R – najczęściej izolowane rano; W – najczęściej izolowane wieczorem) **A** – *Barnettozyma californica* (R) 1000x; **B** – *Candida glabrata* (W) 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* (R, W) 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* (R, W) 1000x; **E** – *Debaryomyces hansenii* (R, W) 1000x; **F** – *Schwanniomyces polymorphus* (W) 1000x; **G** – *Solicoccozyma aeria* (R) 1000x; Board 11. The species most often isolated depending on the time of day (R - most often isolated in the morning; W - most often isolated in the evening) **A** – *Barnettozyma californica* (R) 1000x; **B** – *Candida glabrata* (W) 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* (R, W) 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* (R, W) 1000x; **E** – *Debaryomyces hansenii* (R, W) 1000x; **F** – *Schwanniomyces polymorphus* (W) 1000x; **G** – *Solicoccozyma aeria* (R) 1000x	**127**
12A	Tablica 12A. Gatunki najczęściej izolowane z głębokości 10 cm **A** – *Barnettozyma californica* 1000x; **B** – *Candida glabrata* 1000x; **C** – *Citeromyces matritensis* 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **E** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; Board 12A. The species most often isolated from a depth of 10 cm **A** – *Barnettozyma californica* 1000x; **B** – *Candida glabrata* 1000x; **C** – *Citeromyces matritensis* 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* 1000x; **E** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x	**128**
12B	Tablica 12B. Gatunki izolowane najczęściej z głębokości 10 cm **A** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **B** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; **C** – *Solicoccozyma aeria* 1000x; Board 12B. The species most often isolated from a depth of 10 cm **A** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **B** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; **C** – *Solicoccozyma aeria* 1000x	**129**
13	Tablica 13. Gatunki izolowane najczęściej z głębokości 50 cm **A** – *Candida glabrata* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **C** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **D** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; Board 13. The species most often isolated from a depth of 50 cm **A** – *Candida glabrata* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **C** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **D** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x	**130**
14	Tablica 14. Gatunki najczęściej izolowane w zależności od typu plaży (NN – najczęściej izolowane z plaż nienadzorowanych; N – najczęściej izolowane z plaż nadzorowanych) **A** – *Barnettozyma californica* (N) 1000x; **B** – *Candida glabrata* (N) 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* (NN) 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* (NN, N) 1000x; **E** – *Debaryomyces hansenii* (NN, N) 1000x; **F** – *Schwanniomyces polymorphus* (N) 1000x; **G** – *Solicoccozyma aeria* (NN) 1000x; Board 14. The species most often isolated depending on the type of beach (NN - mostly isolated from unsupervised beaches; N - mostly isolated from supervised beaches) **A** – *Barnettozyma californica* (N) 1000x; **B** – *Candida glabrata* (N) 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon jrovecii* (NN) 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* (NN, N) 1000x; **E** – *Debaryomyces hansenii* (NN, N) 1000x; **F** – *Schwanniomyces polymorphus* (N) 1000x; **G** – *Solicoccozyma aeria* (NN) 1000x	**131**
15	Tablica 15. Gatunki najczęściej izolowane z plaży jeziora Kortowskiego **A** – *Cutaneotrichosporon jirovecii* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **C** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **D** – *Solicoccozyma aeria* 1000x; Board 15. The species most often isolated from the beach of Lake Kortowskie **A** – *Cutaneotrichosporon jirovecii* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **C** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **D** – *Solicoccozyma aeria* 1000x	**132**
16A	Tablica 16A. Gatunki izolowane wyłącznie z plaży jeziora Kortowskiego **A** – *Hyphopichia rhagii* 1000x; **B** – *Moniliella spathulata* 1000x; **C** – *Ogataea angusta* 1000x; **D** – *Papiliotrema pseudoalba* 1000x; **E** – *Schizosaccharomyces octosporus* 1000x;	**133**

	Board 16A. Species isolated only from the beach of Lake Kortowskie **A** – *Hyphopichia rhagii* 1000x; **B** – *Moniliella spathulata* 1000x; **C** – *Ogataea angusta* 1000x; **D** – *Papiliotrema pseudoalba* 1000x; **E** – *Schizosaccharomyces octosporus* 1000x	
16B	Tablica 16B. Gatunki izolowane wyłącznie z plaży jeziora Kortowskiego **A** – *Schwanniomyces occidentalis* 1000x; **B** – *Schwanniomyces vanrijiae* 1000x; **C** – *Thelebolus globosus* 1000x; **D** – *Vanrija humicola* 1000x; Board 16B. Species isolated only from the beach of Lake Kortowskie **A** – *Schwanniomyces occidentalis* 1000x; **B** – *Schwanniomyces vanrijiae* 1000x; **C** – *Thelebolus globosus* 1000x; **D** – *Vanrija humicola* 1000x;	**134**
17	Tablica 17. Gatunki najczęściej izolowane z plaż i boiska do siatkówki plażowej jeziora Skanda **A** – *Candida glabrata* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon jirovecii* 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **D** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **E** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; Board 17. The species most often isolated from the beaches and beach volleyball court of Lake Skanda **A** – *Candida glabrata* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon jirovecii* 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **D** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; **E** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x	**135**
18A	Tablica 18A. Gatunki izolowane wyłącznie z plaż i boiska do siatkówki plażowej jeziora Skanda **A** – *Candida albicans* 1000x; **B** – *Cryptococcus uniguttulatus* 1000x; **C** – *Curvibasidium nothofagi* 1000x; **D** – *Exophiala jeanselmei* 1000x; **E** – *Kregervanrija fluxuum* 1000x; Board 18A. Species isolated only from beaches and beach volleyball court of Lake Skanda **A** – *Candida albicans* 1000x; **B** – *Cryptococcus uniguttulatus* 1000x; **C** – *Curvibasidium nothofagi* 1000x; **D** – *Exophiala jeanselmei* 1000x; **E** – *Kregervanrija fluxuum* 1000x	**136**
18B	Tablica 18B. Gatunki izolowane wyłącznie z plaż i boiska do siatkówki plażowej jeziora Skanda **A** – *Metschnikowia pulcherrima* 1000x; **B** – *Ogataea minuta* 1000x; **C** – *Saccharomycopsis javanensis* 1000x; **D** – *Sydowia polyspora* 1000x; Board 18B. Species isolated only from beaches and beach volleyball court of Lake Skanda **A** – *Metschnikowia pulcherrima* 1000x; **B** – *Ogataea minuta* 1000x; **C** – *Saccharomycopsis javanensis* 1000x; **D** – *Sydowia polyspora* 1000x	**137**
19	Tablica 19. Gatunki najczęściej izolowane z plaży jeziora Tyrsko **A** – *Aureobasidium pullulans* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; Board 19. The species most often isolated from the beach of Lake Tyrsko **A** – *Aureobasidium pullulans* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x	**138**
20	Tablica 20. Gatunki izolowane wyłącznie z plaży jeziora Tyrsko **A** – *Exophiala bergeri* 1000x; **B** – *Exophiala castellanii* 1000x; **C** – *Saccharomyces mikatae* 1000x; **D** – *Schizosaccharomyces pombe* 1000x; Board 20. Species isolated only from beach of Lake Tyrsko **A** – *Exophiala bergeri* 1000x; **B** – *Exophiala castellanii* 1000x; **C** – *Saccharomyces mikatae* 1000x; **D** – *Schizosaccharomyces pombe* 1000x	**139**
21	Tablica 21. Gatunki najczęściej izolowane z plaż i boisk do siatkówki plażowej jeziora Ukiel **A** – *Barnettozyma californica* 1000x; **B** – *Candida glabrata* 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon jirovecii* 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **E** – *Debaryomyces hansenii* 1000x; Board 21. The species most often isolated from the beaches and beach volleyball courts of Lake Ukiel **A** – *Barnettozyma californica* 1000x; **B** – *Candida glabrata* 1000x; **C** – *Cutaneotrichosporon jirovecii* 1000x; **D** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **E** – *Debaryomyces hansenii* 1000x	**140**
22A	Tablica 22A. Gatunki izolowane wyłącznie z plaż i boisk do siatkówki plażowej jeziora Ukiel **A** – *Clavispora lusitaniae* 1000x; **B** – *Dothiora sorbi* 1000x; **C** – *Lachancea thermotolerans* 1000x; **D** – *Leucosporidium scottii* 1000x; Board 22A. Species isolated only from beaches and beach volleyball courts of Lake Ukiel **A** – *Clavispora lusitaniae* 1000x; **B** – *Dothiora sorbi* 1000x; **C** – *Lachancea thermotolerans* 1000x; **D** – *Leucosporidium scottii* 1000x	**141**
22B	Tablica 22B. Gatunki izolowane wyłącznie z plaż i boisk do siatkówki plażowej jeziora Ukiel **A** – *Lipomyces lipofer* 1000x; **B** – *Lipomyces starkeyi* 1000x; **C** – *Lodderomyces elongisporus* 1000x; **D** – *Nadsonia commutata* 1000x;	**142**

	Board 22B. Species isolated only from beaches and beach volleyball courts of Lake Ukiel **A** – *Lipomyces lipofer* 1000x; **B** – *Lipomyces starkeyi* 1000x; **C** – *Lodderomyces elongisporus* 1000x; **D** – *Nadsonia commutata* 1000x	
22C	Tablica 22C. Gatunki izolowane wyłącznie z plaż i boisk do siatkówki plażowej jeziora Ukiel **A** – *Pichia fermentans* 1000x; **B** – *Pichia terricola* 1000x; **C** – *Rhodotorula babjevae* 1000x; **D** – *Wickerhamomyces anomalus* 1000x; Board 22C. Species isolated only from beaches and beach volleyball courts of Lake Ukiel **A** – *Pichia fermentans* 1000x; **B** – *Pichia terricola* 1000x; **C** – *Rhodotorula babjevae* 1000x; **D** – *Wickerhamomyces anomalus* 1000x	**143**
23	Tablica 23. Gatunki izolowane najczęściej z boisk do siatkówki plażowej **A** – *Candida glabrata* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **C** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x; Board 23. The species most often isolated from beach volleyball courts **A** – *Candida glabrata* 1000x; **B** – *Cutaneotrichosporon moniliiforme* 1000x; **C** – *Schwanniomyces polymorphus* 1000x	**144**
24	Tablica 24. Gatunki izolowane wyłącznie z boisk do siatkówki plażowej **A** – *Curvibasidium nothofagi* 1000x; **B** – *Lachancea thermotolerans* 1000x; **C** – *Lipomyces starkeyi* 1000x; **D** – *Rhodotorula babjevae* 1000x; **E** – *Saccharomycopsis javanensis* 1000x; Board 24. Species isolated only from beach volleyball courts **A** – *Curvibasidium nothofagi* 1000x; **B** – *Lachancea thermotolerans* 1000x; **C** – *Lipomyces starkeyi* 1000x; **D** – *Rhodotorula babjevae* 1000x; **E** – *Saccharomycopsis javanensis* 1000x	**145**

ZAŁĄCZNIKI

NR	TYTUŁ ZAŁĄCZNIKA	STR.
1	Załącznik 1. Wniosek o wydanie zgody na pobieranie prób piasku z plaż nadzorowanych przez Ośrodek Sportu i Rekreacji w Olsztynie Attachment 1. Application for permission to collect sand samples from beaches supervised by the Sports and Recreation Center in Olsztyn	**203**
2	Załącznik 2. Zgoda Dyrektora na pobieranie prób piasku do badań z plaż nadzorowanych przez Ośrodek Sportu i Rekreacji w Olsztynie Attachment 2. Director's consent to sampling sand for testing from beaches supervised by the Sports and Recreation Center in Olsztyn	**204**
3	Załącznik 3. Skala indeksu UV Attachment 3. Index UV scale	**205**
4	Załącznik 4. Wartości parametrów meteorologicznych w czasie pobierania prób piasku Attachment 4. Values of meteorological parameters during sand sampling	**206**
5	Załącznik 5. Wykaz zidentyfikowanych gatunków Attachment 5. List of identified species	**207**
6	Załącznik 6. Wykaz zakodowanych szczepów wyizolowanych w obu sezonach badawczych Attachment 6. List of coded strains isolated in both research season	**213**
7	Załącznik 7. Wykaz wszystkich szczepów zidentyfikowanych metodami diagnostyki klasycznej i molekularnej Attachment 7. List of all strains identified by classical and molecular diagnostic methods	**221**
8	Załącznik 8. Wykaz gatunków z uwzględnieniem poprzednich nazw Attachment 8. List of species with previous names	**229**
9	Załącznik 9. Wniosek o udostępnienie danych w zakresie użytkowania plaż nadzorowanych przez Ośrodek Sportu i Rekreacji w Olsztynie Attachment 9. Application for access to data on the use of beaches supervised by the Sports and Recreation Center in Olsztyn	**231**
10	Załącznik 10. Zgoda Dyrektora na udostępnienie danych w zakresie użytkowania plaż nadzorowanych przez Ośrodek Sportu i Rekreacji w Olsztynie	**232**

	Attachment 10. Director's consent for access to data on the use of beaches supervised by the Sports and Recreation Center in Olsztyn	
11	Załącznik 11. Szacowana liczba użytkowników kompleksu rekreacyjnego „Ukiel" w ciągu roku – dane Ośrodka Sportu i Rekreacji w Olsztynie Attachment 11. Estimated number of users of the „Ukiel" recreational complex during the year - data of the Sports and Recreation Center in Olsztyn	**233**
12	Załącznik 12. Kalendarz imprez sportowych i rekreacyjnych organizowanych przez Ośrodek Sportu i Rekreacji w Olsztynie w latach 2019-2020 Attachment 12. Calendar of sports and recreational events organized by the Sports and Recreation Center in Olsztyn in 2019-2020	**234**
13	Załącznik 13. Szacowana liczba użytkowników nadzorowanej plaży nad jeziorem Skanda – dane Ośrodka Sportu i Rekreacji w Olsztynie Attachment 13. Estimated number of users of the supervised beach on Lake Skanda - data from the Sports and Recreation Center in Olsztyn	**235**
14	Załącznik 14. Liczebność wyizolowanych drożdży Attachment 14. The number of isolated yeasts	**236**

8. Załączniki

Załącznik 1. Wniosek o wydanie zgody na pobieranie prób piasku z plaż nadzorowanych przez Ośrodek Sportu i Rekreacji w Olsztynie
Attachment 1. Application for permission to collect sand samples from beaches supervised by the Sports and Recreation Center in Olsztyn

UNIWERSYTET WARMIŃSKO-MAZURSKI
W OLSZTYNIE
WYDZIAŁ BIOLOGII I BIOTECHNOLOGII
Katedra Mikrobiologii i Mykologii
10-719 Olsztyn, ul. M. Oczapowskiego 1A
tel./fax 89 523 42 95

Olsztyn, 25.01.2019 r.

Sz. Pan

Jerzy Litwiński
Dyrektor Ośródka Sportu i Rekreacji w Olsztynie
ul. Żołnierska 13A,
10-558 Olsztyn

WNIOSEK

o wyrażenie zgody na pobieranie prób piasku do badań mykologicznych

W związku z badaniami podjętymi przez doktoranta Wydziału Biologii i Biotechnologii, mgr. Tomasza Bałabańskiego, zwracam się z prośbą o wyrażenie zgody na umożliwienie pobierania prób piasku do badań mykologicznych, z plaż nadzorowanych przez Ośrodek Sportu i Rekreacji, przy następujących kąpieliskach:

- Kąpielisko SKANDA (akwen Jeziora Skanda)
- Kąpieliska PLAŻA MIEJSCA (akwen Jeziora Ukiel)

Zgodnie z przyjętą metodą badawczą, próby gleby będą pobierane przy pomocy ręcznego świdra ziemnego z głębokości ok. 50 cm, w trakcie dwóch sezonów 2019-2020. Wyrażenie zgody umożliwi doktorantowi pozyskanie rzadko badanego materiału jakim jest piasek, mogący być rezerwuarem różnych mikroorganizmów, z grzybami włącznie. Jednym z założeń pracy doktorskiej pt. „Grzyby chorobotwórcze izolowane z plaż piaszczystych użytkowanych rekreacyjnie" będzie opracowanie procedury związanej z utrzymaniem czystości mikrobiologicznej tych plaż.

Z wyrazami szacunku

KIEROWNIK KATEDRY
prof. dr hab. Aleksander Świątecki

Załącznik 2. Zgoda Dyrektora na pobieranie prób piasku do badań z plaż nadzorowanych przez Ośrodek Sportu i Rekreacji w Olsztynie
Attachment 2. Director's consent to sampling sand for testing from beaches supervised by the Sports and Recreation Center in Olsztyn

OSiR OLSZTYN

Olsztyn, dnia 6.02.2019r.

D.020.2.2019

Szanowny Pan

Prof. dr hab. Aleksander Świątecki

Kierownik Katedry Mikrobiologii i Mykologii

UWM w Olsztynie

W odpowiedzi na wniosek Pana Profesora złożony 25 stycznia 2019 roku uprzejmie informuję, że wyrażam zgodę na pobranie prób piasku przy kąpieliskach Skanda i Plaża Miejska w celu przeprowadzenia badań mykologicznych przez doktoranta Wydziału Biologii i Biotechnologii mgr. Tomasza Bałabańskiego w trakcie dwóch sezonów 2019-2020.

W sprawach organizacyjnych i ustalenia harmonogramu badań proszę o kontakt z:

- Lech Moroz – kąpielisko Skanda (nr tel. 519 565 971)
- Andrzej Kowalski – kąpieliska Jeziora Ukiel (nr tel. 519 565 944)

Z poważaniem

DYREKTOR

Jerzy Litwiński

Załącznik 3. Skala indeksu UV
Attachment 3. Index UV scale

Indeks UV	Opis	Kolor
0–2	Brak zagrożeń dla zdrowego człowieka	Zielony
3–5	Średnie zagrożenie podczas dłuższego przebywania na słońcu	Żółty
6–7	Wysokie i bardzo wysokie zagrożenie podczas dłuższego przebywania na słońcu	Pomarańczowy
8–10	Bardzo wysokie zagrożenie podczas przebywania na słońcu	Czerwony/różowy
11+	Ekstremalne zagrożenie podczas przebywania na słońcu	fioletowy

Na podstawie: A guide to the UV index 2004
Based on: A guide to the UV index 2004

Załącznik 4. Wartości parametrów meteorologicznych w czasie pobierania prób piasku
Attachment 4. Values of meteorological parameters during sand sampling

POBÓR	TEMPERATURA		ŚREDNIA TEMP. W MIESIĄCU	WILGOTNOŚĆ POWIETRZA		INDEKS UV
	Rano (8:00)	Wieczór (19:00)		Rano (8:00)	Wieczór (19:00)	
KWIECIEŃ 2019	6°C	14°C	D 12°C N 5°C	36%	32%	3/10
MAJ 2019	8°C	15°C	D 15°C N 8°C	73%	29%	4/10
CZERWIEC 2019	17°C	25°C	D 25°C N 15°C	64%	45%	7/10
LIPIEC 2019	20°C	21°C	D 24°C N 15°C	75%	70%	6/10
SIERPIEŃ 2019	16°C	19°C	D 22°C N 14°C	85%	51%	5/10
WRZESIEŃ 2019	13°C	16°C	D 18°C N 11°C	75%	51%	4/10
PAŹDZIERNIK 2019	12°C	9°C	D 13°C N 7°C	91%	91%	2/10
KWIECIEŃ 2020	4°C	12°C	D 13°C N 5°C	69%	29%	3/10
MAJ 2020	6°C	6°C	D 17°C N 9°C	93%	94%	4/10
CZERWIEC 2020	12°C	18°C	D 21°C N 12°C	64%	42%	6/10
LIPIEC 2020	19°C	23°C	D 22°C N 14°C	85%	59%	6/10
SIERPIEŃ 2020	19°C	24°C	D 23°C N 15°C	39%	39%	5/10
WRZESIEŃ 2020	13°C	16°C	D 18°C N 11°C	92%	90%	0/10
PAŹDZIERNIK 2020	11°C	8°C	D 13°C N 6°C	88%	88%	2/10

D – średnia temperatura w miesiącu w ciągu dnia
N – średnia temperatura w miesiącu w ciągu nocy
5/10 – wartości indeksu UV oznaczone kolorami zgodnie ze skalą (Zał. 3).

Załącznik 5. Wykaz zidentyfikowanych gatunków
Attachment 5. List of identified species

LP.	GATUNEK	GROMADA	BSL	IZOLATY	MIEJSCE I CZAS IZOLACJI
1	***Aureobasidium pullulans*** (de Bary & Löwenthal) G. Arnaud 1918	A	1	5	w/04.04.19/US/N/10 r/02.07.2020/T/NN/10 r/02.07.2020/T/NN/50 r/02.07.2020/T/NN/50 r/02.07.2020/K/NN/50
2	***Ballistosporomyces xanthus*** Nakase, G. Okada & Sugiy. 1989	B	1	1	r/02.06.2020/U/NN/10
3	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	A	1	12	r/04.04.19/U/NN/10 r/01.05.19/T/NN/50 r/03.06.19/K/NN/10 r/01.07.19/UO/N/10 r/01.07.19/UO/N/10 w/01.07.19/UO/N/10 w/01.07.19/UO/N/10 r/06.09.19/UM/N/10 r/02.06.2020/UM/N/10 w/02.06.2020/UM/N/10 w/02.06.2020/UM/N/10 w/02.07.2020/K/NN/10
4	***Candida albicans*** (C.P. Robin) Berkhout 1923	A	2	1	r/05.05.2020/S/N/10
5	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	A	2	15	w/01.05.19/UM/N/b/50 w/01.05.19/UO/N/10 w/03.06.19/US/N/50 w/01.07.19/S/N/50 r/05.04.2020/S/NN/10 r/05.04.2020/S/NN/10 r/05.05.2020/S/NN/10 w/05.04.2020/S/N/b/50 r/01.08.2020/T/NN/50 w/01.08.2020/UM/N/b/10 w/06.09.2020/UM/N/10 w/06.09.2020/UO/N/10 r/06.09.2020/US/N/10 r/06.09.2020/US/N/50 w/01.10.2020/S/NN/10
6	***Candida pseudolambica*** M.T. Sm. & Poot 1989	A	1	6	w/04.04.19/U/NN/50 r/06.09.2020/S/NN/10 r/06.09.2020/S/NN/10 w/06.09.2020/S/N/b/10 r/06.09.2020/U/NN/50 r/01.10.2020/S/NN/10
7	***Citeromyces matritensis*** (Santa María) Santa María 1957 (anamorfa: *Candida globosa*)	A	1	8	r/02.10.19/S/NN/10 w/02.10.19/S/NN/10 w/05.05.2020/S/N/10 r/05.05.2020/UM/N/10 r/02.06.2020/K/NN/10 r/02.06.2020/K/NN/10 r/02.06.2020/S/NN/10 w/02.06.2020/S/NN/10
8	***Clavispora lusitaniae*** Rodr. Mir. 1979 (anamorfa: *Candida lusitaniae*)	A	2	1	r/02.06.2020/US/N/50
9	***Cryptococcus amylolentus*** (Van der Walt, D.B. Scott & Klift) Golubev 1981	B	1	5	w/05.04.2020/S/N/b/50 r/02.06.2020/T/NN/10 w/02.06.2020/K/NN/10 w/02.06.2020/K/NN/10 w/02.06.2020/K/NN/50
10	***Cryptococcus uniguttulatus*** (Wolfram & Zach) Phaff & Fell 1970	B	1	1	r/01.10.2020/S/NN/10
11	***Curvibasidium nothofagi*** (C. Ramírez & A.E. González) Haelew. & Aime 2021	B	1	1	w/02.06.2020/S/N/b/50

12	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	B	2	18	r/04.04.19/T/NN/10 r/04.04.19/K/NN/10 w/04.04.19/UO/N/b/10 r/03.06.19/S/NN/50 w/03.06.19/S/N/50 w/03.06.19/S/N/b/50 w/03.06.19/UO/N/10 w/03.06.19/US/N/10 w/01.07.19/K/NN/10 r/01.07.19/S/NN/10 r/01.07.19/U/NN/10 w/04.08.19/UO/N/10 r/06.09.19/K/NN/50 r/06.09.19/S/NN/10 w/06.09.19/S/NN/10 w/02.10.19/K/NN/10 r/02.10.19/S/NN/10 w/06.09.2020/U/NN/50
13	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	B	2	32	r/04.04.19/S/N/50 r/04.04.19/S/N/50 w/04.04.19/S/N/10 w/04.04.19/US/N/10 w/04.04.19/US/N/b/10 w/01.05.19/UM/N/b/10 r/03.06.19/K/NN/50 r/03.06.19/K/NN/50 r/03.06.19/S/NN/50 r/03.06.19/U/NN/10 r/01.07.19/K/NN/50 w/01.07.19/K/NN/10 w/01.07.19/K/NN/10 r/01.07.19/S/NN/10 w/01.07.19/S/NN/10 w/01.07.19/S/NN/10 r/01.07.19/U/NN/10 w/04.08.19/U/NN/50 r/04.08.19/UM/N/50 w/04.08.19/UM/N/50 w/04.08.19/US/N/b/10 r/06.09.19/T/NN/10 r/06.09.19/K/NN/10 r/06.09.19/K/NN/50 w/06.09.19/K/NN/10 r/06.09.19/S/NN/10 r/02.10.19/T/NN/10 w/02.10.19/S/NN/50 r/02.06.2020/T/NN/10 r/01.08.2020/U/NN/10 r/01.08.2020/U/NN/10 w/01.08.2020/UM/N/b/10
14	***Cyniclomyces guttulatus*** (C.P. Robin) Van der Walt & D.B. Scott 1971	A	niez.	3	w/04.04.19/UM/N/b/50 r/05.04.2020/US/N/50 r/05.05.2020/T/NN/50

15	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	A	1	25	w/04.04.19/S/N/50 r/01.05.19/S/NN/10 r/03.06.19/U/NN/50 r/03.06.19/U/NN/50 w/02.10.19/K/NN/10 r/01.08.2020/T/NN/50 w/01.08.2020/T/NN/50 r/01.08.2020/K/NN/50 w/01.08.2020/K/NN/10 w/01.08.2020/S/NN/10 w/01.08.2020/S/NN/10 w/01.08.2020/S/N/50 w/01.08.2020/S/N/50 w/01.08.2020/S/N/50 r/01.08.2020/UM/N/50 w/01.08.2020/UM/N/50 w/01.08.2020/UM/N/50 w/01.08.2020/UM/N/50 w/01.08.2020/UM/N/b/10 r/01.08.2020/UO/N/50 w/01.08.2020/UO/N/10 w/01.08.2020/UO/N/10 w/06.09.2020/K/NN/10 w/01.10.2020/UO/N/10 w/01.10.2020/UO/N/10
16	***Dipodascus albidus*** Lagerh. 1892	A	1	3	w/05.05.2020/K/NN/10 r/05.05.2020/S/N/10 r/05.05.2020/S/N/10
17	***Dipodascus geotrichum*** (E.E. Butler & L.J. Petersen) Arx 1977	A	1	2	r/02.06.2020/S/N/50 w/02.06.2020/UO/N/10
18	***Dothiora sorbi*** (Wahlenb.) Fuckel 1870	A	niez.	1	w/01.08.2020/UM/N/50
19	***Exophiala bergeri*** Haase & de Hoog 1999	A	2	1	w/02.07.2020/T/NN/50
20	***Exophiala castellanii*** Iwatsu, Nishim. & Miyaji 1984	A	2	2	r/02.07.2020/T/NN/10 w/02.07.2020/T/NN/10
21	***Exophiala jeanselmei*** (Langeron) McGinnis & A.A. Padhye 1977	A	2	3	r/05.04.2020/S/N/50 r/05.04.2020/S/N/50 r/05.04.2020/S/N/50
22	***Hanseniaspora osmophila*** (Niehaus) Phaff, M.W. Mill. & Shifrine 1956	A	1	1	r/02.10.19/T/NN/10
23	***Hyphopichia rhagii*** (Diddens & Lodder) L.R. Ribeiro, M. Groenew., N. Jacques, Casareg., Lachance & C.A. Rosa 2017	A	1	1	r/03.06.19/K/NN/10
24	***Komagataella pastoris*** (Guillierm.) Y. Yamada, M. Matsuda, K. Maeda & Mikata 1995	A	1	5	r/06.09.19/S/N/10 r/05.04.2020/U/NN/10 w/05.05.2020/US/N/50 w/01.10.2020/S/N/b/50 w/01.10.2020/S/N/b/50
25	***Kondoa malvinella*** (Fell & I.L. Hunter) Y. Yamada, Nakagawa & I. Banno 1989	B	1	4	w/04.04.19/T/NN/10 r/02.10.19/T/NN/10 w/05.05.2020/S/N/50 r/02.07.2020/S/N/50
26	***Kregervanrija fluxuum*** (Phaff & E.P. Knapp) Kurtzman 2006 (anamorfa: *Candida vini*)	A	1	1	r/02.06.2020/S/N/10
27	***Lachancea thermotolerans*** (Filippov) Kurtzman 2003	A	1	1	w/04.04.19/UO/N/b/10
28	***Leucosporidium scottii*** Fell, Statzell, I.L. Hunter & Phaff 1970	B	1	1	w/02.07.2020/U/NN/10
29	***Lipomyces lipofer*** (Den Dooren) Lodder & Kreger-van Rij 1952	A	1	2	r/05.04.2020/US/N/10 r/02.07.2020/UO/N/10
30	***Lipomyces starkeyi*** Lodder & Kreger-van Rij 1952	A	1	1	w/05.04.2020/UO/N/b/50
31	***Lodderomyces elongisporus*** (Recca & Mrak) Van der Walt 1971	A	1	1	w/05.05.2020/UO/N/10
32	***Metschnikowia pulcherrima*** Pitt & M.W. Mill. 1968 (anamorfa: *Candida pulcherrima*)	A	1	1	r/01.05.19/S/NN/10
33	***Moniliella spathulata*** (de Hoog) C.A. Rosa & Lachance 2009	B	1	2	w/02.07.2020/K/NN/10 r/01.08.2020/K/NN/10

34	***Mycogloea nipponica*** Bandoni 1998	B	niez.	8	w/05.04.2020/K/NN/10 w/05.04.2020/S/NN/10 w/05.04.2020/S/N/50 w/05.04.2020/UO/N/b/50 r/05.05.2020/S/N/50 w/05.05.2020/UO/N/10 w/05.05.2020/UO/N/b/50 r/05.05.2020/US/N/10
35	***Nadsonia commutata*** Golubev 1973	A	1	3	r/03.06.19/U/NN/50 r/03.06.19/U/NN/50 r/01.08.2020/US/N/10
36	***Nadsonia fulvescens var. elongata*** (Konok.) Golubev & M.T. Sm. 1989	A	1	5	r/01.07.19/K/NN/10 w/01.07.19/S/NN/10 r/06.09.19/K/NN/50 r/06.09.19/S/NN/10 w/05.05.2020/K/NN/50
37	***Naganishia albida*** (Saito) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	B	1	3	w/04.04.19/US/N/10 w/06.09.2020/UO/N/10 r/01.10.2020/S/NN/10
38	***Ogataea angusta*** (Teun., H.H. Hall & Wick.) S.O. Suh & J.J. Zhou 2010	A	1	2	r/04.04.19/K/NN/10 w/04.04.19/K/NN/10
39	***Ogataea minuta*** (Wick.) Y. Yamada, K. Maeda & Mikata 1994	A	1	1	w/05.04.2020/S/NN/10
40	***Oosporidium margaritiferum*** Stautz 1931	A	1	6	r/05.05.2020/K/NN/50 r/05.05.2020/K/NN/50 r/05.05.2020/UM/N/50 r/02.06.2020/S/NN/10 w/01.08.2020/S/NN/10 r/06.09.2020/S/NN/10
41	***Papiliotrema laurentii*** (Kuff.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	B	1	4	r/01.08.2020/S/NN/10 w/06.09.2020/S/NN/10 r/06.09.2020/UM/N/10 r/01.10.2020/UO/N/50
42	***Papiliotrema pseudoalba*** (Nakase & M. Suzuki) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015)	B	niez.	3	r/05.04.2020/K/NN/50 r/05.04.2020/K/NN/50 r/05.04.2020/K/NN/50
43	***Pichia fermentans*** Lodder 1932	A	1	1	w/01.05.19/UO/N/10
44	***Pichia membranifaciens*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	A	1	7	r/01.05.19/S/NN/10 r/01.05.19/S/NN/10 r/01.05.19/S/NN/10 w/01.05.19/S/NN/10 w/06.09.2020/S/N/10 w/06.09.2020/UM/N/b/50 r/06.09.2020/UO/N/50
45	***Pichia terricola*** Van der Walt 1957	A	1	1	w/01.10.2020/US/N/10
46	***Rhodotorula babjevae*** (Golubev) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	B	1	1	w/01.07.19/UO/N/b/10
47	***Rhodotorula diobovata*** (S.Y. Newell & I.L. Hunter) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	B	1	2	w/05.04.2020/S/N/b/10 r/02.06.2020/K/NN/10
48	***Saccharomyces bayanus*** Sacc. 1895	A	1	3	w/02.06.2020/K/NN/50 r/01.08.2020/S/N/50 w/01.08.2020/S/N/50
49	***Saccharomyces cerevisiae*** (Desm.) Meyen 1838	A	1	5	w/03.06.19/T/NN/10 w/05.04.2020/S/NN/10 w/05.05.2020/UO/N/10 r/06.09.2020/S/NN/50 w/06.09.2020/S/NN/10
50	***Saccharomyces mikatae*** G.I. Naumov, S.A. James, E.S. Naumova, E.J. Louis & I.N. Roberts 2000	A	1	1	r/02.06.2020/T/NN/50

51	***Saccharomycodes ludwigii*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	A	1	5	r/04.04.19/S/N/10 w/05.04.2020/S/N/b/50 w/02.06.2020/S/N/b/10 r/01.08.2020/K/NN/10 w/06.09.2020/T/NN/10
52	***Saccharomycopsis javanensis*** (Klöcker) Kurtzman & Robnett 1995	A	1	1	w/02.06.2020/S/N/b/50
53	***Saitozyma podzolica*** (Babeva & Reshetova) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	B	1	3	r/03.06.19/S/NN/50 r/01.08.2020/UM/N/10 w/01.08.2020/UM/N/50
54	***Schizosaccharomyces octosporus*** Beij. 1897	A	1	1	w/04.04.19/K/NN/10
55	***Schizosaccharomyces pombe*** Lindner 1893	A	1	1	r/04.08.19/T/NN/10
56	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010	A	1	7	r/04.04.19/UO/N/10 r/04.04.19/US/N/10 w/04.04.19/US/N/b/10 r/01.05.19/T/NN/10 w/03.06.19/K/NN/50 w/06.09.19/S/N/b/10 r/02.10.19/K/NN/50
57	***Schwanniomyces occidentalis*** Klöcker 1909	A	1	2	w/03.06.19/K/NN/10 w/03.06.19/K/NN/10
58	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	A	1	15	r/04.04.19/S/NN/10 w/01.07.19/S/N/b/50 w/04.08.19/T/NN/50 w/04.08.19/S/N/b/50 w/02.10.19/S/N/b/50 w/02.10.19/S/N/b/50 r/02.10.19/UM/N/10 r/05.05.2020/UM/N/50 r/02.06.2020/S/NN/10 w/02.06.2020/S/NN/10 w/02.06.2020/UO/N/b/10 w/02.07.2020/S/N/b/10 w/02.07.2020/S/N/b/50 w/06.09.2020/T/NN/10 w/06.09.2020/S/NN/50
59	***Schwanniomyces vanrijiae*** (Van der Walt & Tscheuschner) M. Suzuki & Kurtzman 2010	A	1	1	w/02.10.19/K/NN/10
60	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	B	1	12	r/01.05.19/K/NN/10 r/01.05.19/K/NN/10 r/04.08.19/K/NN/10 r/05.04.2020/K/NN/10 r/05.04.2020/K/NN/10 w/05.05.2020/K/NN/50 w/02.06.2020/UM/N/10 w/02.06.2020/UO/N/10 w/02.07.2020/K/NN/10 w/02.07.2020/S/N/b/10 r/01.08.2020/S/NN/10 r/01.10.2020/UO/N/10
61	***Sydowia polyspora*** (Bref. & Tavel) E. Müll. 1953	A	niez.	1	w/06.09.2020/S/N/10
62	***Tausonia pullulans*** (Lindner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	B	1	6	r/01.07.19/U/NN/10 r/01.07.19/UO/N/10 w/04.08.19/K/NN/10 w/04.08.19/S/NN/10 w/04.08.19/S/NN/50 w/06.09.19/K/NN/10
63	***Thelebolus globosus*** Brumm. & de Hoog 2005	A	1	2	r/05.04.2020/K/NN/50 r/05.04.2020/K/NN/50
64	***Torulaspora globosa*** (Klöcker) Van der Walt & Johannsen 1975	A	1	5	w/04.08.19/UO/N/b/10 r/04.08.19/US/N/10 r/06.09.19/S/NN/10 w/05.04.2020/S/NN/10 w/05.04.2020/S/NN/10

65	***Vanderwaltozyma polyspora*** (Van der Walt) Kurtzman 2003	A	1	5	w/06.09.19/K/NN/50 r/02.10.19/S/NN/10 w/02.10.19/S/NN/10 r/05.04.2020/S/NN/50 r/02.06.2020/T/NN/10
66	***Vanrija humicola*** (Dasz.) R.T. Moore 1980	B	1	1	w/02.10.19/K/NN/50
67	***Wickerhamomyces anomalus*** (E.C. Hansen) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008 (anamorfa: *Candida pelliculosa*)	A	1	1	w/01.08.2020/UM/N/10
68	***Bullera* sp.**	B	1	2	r/05.05.2020/UM/N/50 w/01.10.2020/UO/N/10
69	***Cryptococcus* sp.**	B	1/2	5	r/04.04.19/K/NN/10 r/04.04.19/UM/N/10 w/04.04.19/US/N/50 w/01.08.2020/K/NN/50 r/01.08.2020/S/NN/10
70	***Dipodascus* sp.**	A	1	2	r/01.08.2020/U/NN/10 w/01.08.2020/UM/N/b/10
71	***Kluyveromyces* sp.**	A	1	1	w/04.04.10/UO/N/50
72	***Lipomyces sp*.**	A	1	1	w/06.09.19/UM/N/b/10

A – grzyby workowe (*Ascomycota*)
B – grzyby podstawkowe (*Basidiomycota*)
niez. – wartość nieznana
w/06.09.19/UM/N/b/10 – kod próby (r – rano; w – wieczór; K – plaża jezioro Kortowskie; S – plaża jezioro Skanda; T – plaża jezioro Tyrsko; U – plaża jezioro Ukiel; UM – plaża Miejska jezioro Ukiel, UO – plaża Omega jezioro Ukiel; US – plaża Słoneczna Polana jezioro Ukiel; N – plaża nadzorowana; NN – plaża nienadzorowana; b – boisko do siatkówki plażowej; 10 – głębokość 10 cm; 50 – głębokość 50 cm

Załącznik 6. Wykaz zakodowanych szczepów wyizolowanych w obu sezonach badawczych

Attachment 6. List of coded strains isolated in both research season

SEZON 2018 - 2019 (129)							
NR SZCZEPU	PRÓBA	PORA	GŁĘBOKOŚĆ	IZOLAT DWUGATUNKOWY	POTWIERDZONE MOLEKULARNIE	KOD SZCZEPU	M
1	1/2	RANO	10 cm		TAK	r/04.04.19/T/NN/10	KWIECIEŃ (28)
2	3/1	WIECZÓR	10 cm		TAK	w/04.04.19/T/NN/10	
3	5/1	RANO	10 cm		TAK	r/04.04.19/K/NN/10	
4	5/2A	RANO	10 cm			r/04.04.19/K/NN/10	
5	5/2B	RANO	10 cm			r/04.04.19/K/NN/10	
6	7/1A	WIECZÓR	10 cm			w/04.04.19/K/NN/10	
7	7/2	WIECZÓR	10 cm			w/04.04.19/K/NN/10	
8	9/2	RANO	10 cm			r/04.04.19/S/NN/10	
9	13/1	RANO	10 cm			r/04.04.19/S/N/10	
10	14/1	RANO	50 cm			r/04.04.19/S/N/50	
11	14/2	RANO	50 cm			r/04.04.19/S/N/50	
12	15/1	WIECZÓR	10 cm		TAK	w/04.04.19/S/N/10	
13	16/1	WIECZÓR	50 cm			w/04.04.19/S/N/50	
14	19/2	RANO	10 cm		TAK	r/04.04.19/U/NN/10	
15	22/2	WIECZÓR	50 cm		TAK	w/04.04.19/U/NN/50	
16	23/2	RANO	10 cm			r/04.04.19/UM/N/10	
17	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						
18	28/1	WIECZÓR	50 cm			w/04.04.19/UM/N/b/50	
19	29/2	RANO	10 cm		TAK	r/04.04.19/UO/N/10	
20	32/1	WIECZÓR	50 cm			w/04.04.10/UO/N/50	
21	33/1A	WIECZÓR	10 cm			w/04.04.19/UO/N/b/10	
22	33/1B	WIECZÓR	10 cm		TAK	w/04.04.19/UO/N/b/10	
23	35/2A	RANO	10 cm		TAK	r/04.04.19/US/N/10	
24	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						
25	37/2A	WIECZÓR	10 cm			w/04.04.19/US/N/10	
26	37/2B	WIECZÓR	10 cm			w/04.04.19/US/N/10	
27	37/2C	WIECZÓR	10 cm			w/04.04.19/US/N/10	
28	38/1A	WIECZÓR	50 cm			w/04.04.19/US/N/50	
29	39/1	WIECZÓR	10 cm			w/04.04.19/US/N/b/10	
30	39/2	WIECZÓR	10 cm		TAK	w/04.04.19/US/N/b/10	
31	1/2B	RANO	10 cm			r/01.05.19/T/NN/10	MAJ (13)
32	2/1A	RANO	50 cm			r/01.05.19/T/NN/50	
33	5/1A	RANO	10 cm			r/01.05.19/K/NN/10	
34	5/2	RANO	10 cm			r/01.05.19/K/NN/10	
35	9/1A	RANO	10 cm			r/01.05.19/S/NN/10	
36	9/1B	RANO	10 cm			r/01.05.19/S/NN/10	
37	9/2A	RANO	10 cm			r/01.05.19/S/NN/10	
38	9/2B	RANO	10 cm		TAK	r/01.05.19/S/NN/10	
39	9/2D	RANO	10 cm			r/01.05.19/S/NN/10	
40	11/1	WIECZÓR	10 cm			w/01.05.19/S/NN/10	
41	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						

42	27/1A	WIECZÓR	10 cm			w/01.05.19/UM/N/b/10	
43	28/2	WIECZÓR	50 cm			w/01.05.19/UM/N/b/50	
44	31/2	WIECZÓR	10 cm	TAK		w/01.05.19/UO/N/10	
45	3/2	WIECZÓR	10 cm			w/03.06.19/T/NN/10	CZERWIEC (19)
46	5/1B	RANO	10 cm			r/03.06.19/K/NN/10	
47	5/1D	RANO	10 cm		TAK	r/03.06.19/K/NN/10	
~~48~~	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						
49	6/1A	RANO	50 cm		TAK	r/03.06.19/K/NN/50	
50	6/1B	RANO	50 cm			r/03.06.19/K/NN/50	
51	7/1A	WIECZÓR	10 cm			w/03.06.19/K/NN/10	
52	7/2	WIECZÓR	10 cm			w/03.06.19/K/NN/10	
53	8/1B	WIECZÓR	50 cm			w/03.06.19/K/NN/50	
54	10/1F	RANO	50 cm			r/03.06.19/S/NN/50	
55	10/2A	RANO	50 cm		TAK	r/03.06.19/S/NN/50	
56	10/2B	RANO	50 cm		TAK	r/03.06.19/S/NN/50	
57	16/2	WIECZÓR	50 cm		TAK	w/03.06.19/S/N/50	
58	18/2B	WIECZÓR	50 cm			w/03.06.19/S/N/b/50	
59	19/2B	RANO	10 cm			r/03.06.19/U/NN/10	
60	20/1A	RANO	50 cm	TAK		r/03.06.19/U/NN/50	
61	20/1B	RANO	50 cm	TAK		r/03.06.19/U/NN/50	
62	31/1	WIECZÓR	10 cm			w/03.06.19/UO/N/10	
63	37/2	WIECZÓR	10 cm		TAK	w/03.06.19/US/N/10	
64	38/2	WIECZÓR	50 cm			w/03.06.19/US/N/50	
65	5/1	RANO	10 cm		TAK	r/01.07.19/K/NN/10	LIPIEC (21)
~~66~~	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						
67	6/2	RANO	50 cm			r/01.07.19/K/NN/50	
68	7/1A	WIECZÓR	10 cm			w/01.07.19/K/NN/10	
69	7/1B	WIECZÓR	10 cm			w/01.07.19/K/NN/10	
70	7/2	WIECZÓR	10 cm			w/01.07.19/K/NN/10	
71	9/1	RANO	10 cm		TAK	r/01.07.19/S/NN/10	
72	9/2	RANO	10 cm			r/01.07.19/S/NN/10	
73	11/1A	WIECZÓR	10 cm			w/01.07.19/S/NN/10	
74	11/1B	WIECZÓR	10 cm			w/01.07.19/S/NN/10	
75	11/2	WIECZÓR	10 cm			w/01.07.19/S/NN/10	
76	16/1	WIECZÓR	50 cm			w/01.07.19/S/N/50	
~~77~~	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						
78	18/2	WIECZÓR	50 cm			w/01.07.19/S/N/b/50	
79	19/1A	RANO	10 cm		TAK	r/01.07.19/U/NN/10	
80	19/2A	RANO	10 cm		TAK	r/01.07.19/U/NN/10	
81	19/2B	RANO	10 cm		TAK	r/01.07.19/U/NN/10	
82	29/1A	RANO	10 cm		TAK	r/01.07.19/UO/N/10	
83	29/1B	RANO	10 cm		TAK	r/01.07.19/UO/N/10	
84	29/2	RANO	10 cm		TAK	r/01.07.19/UO/N/10	
85	31/1	WIECZÓR	10 cm			w/01.07.19/UO/N/10	
86	31/2	WIECZÓR	10 cm		TAK	w/01.07.19/UO/N/10	
87	33/1	WIECZÓR	10 cm			w/01.07.19/UO/N/b/10	
88	1/2	RANO	10 cm			r/04.08.19/T/NN/10	SIERPIEŃ

89	4/1	WIECZÓR	50 cm		TAK	w/04.08.19/T/NN/50	
90	5/2	RANO	10 cm			r/04.08.19/K/NN/10	
91	7/1	WIECZÓR	10 cm		TAK	w/04.08.19/K/NN/10	
92	11/1	WIECZÓR	10 cm			w/04.08.19/S/NN/10	
93	12/2	WIECZÓR	50 cm			w/04.08.19/S/NN/50	
94	18/2	WIECZÓR	50 cm			w/04.08.19/S/N/b/50	
95	22/2	WIECZÓR	50 cm			w/04.08.19/U/NN/50	
96	24/1	RANO	50 cm			r/04.08.19/UM/N/50	
97	26/1	WIECZÓR	50 cm			w/04.08.19/UM/N/50	
98	31/1	WIECZÓR	10 cm		TAK	w/04.08.19/UO/N/10	
99	33/1	WIECZÓR	10 cm			w/04.08.19/UO/N/b/10	
100	35/2	RANO	10 cm			r/04.08.19/US/N/10	
101	39/2	WIECZÓR	10 cm			w/04.08.19/US/N/b/10	
102	2/1A	RANO	10 cm		TAK	r/06.09.19/T/NN/10	WRZESIEŃ (17)
~~103~~	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						
104	5/2B	RANO	10 cm			r/06.09.19/K/NN/10	
105	6/1A	RANO	50 cm		TAK	r/06.09.19/K/NN/50	
106	6/2A	RANO	50 cm		TAK	r/06.09.19/K/NN/50	
107	6/2B	RANO	50 cm			r/06.09.19/K/NN/50	
108	7/1	WIECZÓR	10 cm			w/06.09.19/K/NN/10	
109	7/2A	WIECZÓR	10 cm			w/06.09.19/K/NN/10	
110	8/2A	WIECZÓR	50 cm			w/06.09.19/K/NN/50	
111	9/1A	RANO	10 cm		TAK	r/06.09.19/S/NN/10	
112	9/2A	RANO	10 cm			r/06.09.19/S/NN/10	
113	9/2B	RANO	10 cm			r/06.09.19/S/NN/10	
114	9/2C	RANO	10 cm		TAK	r/06.09.19/S/NN/10	
115	11/1	WIECZÓR	10 cm		TAK	w/06.09.19/S/NN/10	
116	13/1	RANO	10 cm			r/06.09.19/S/N/10	
117	17/1	WIECZÓR	10 cm			w/06.09.19/S/N/b/10	
~~118~~	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						
119	23/2	RANO	10 cm		TAK	r/06.09.19/UM/N/10	
120	27/2A	WIECZÓR	10 cm			w/06.09.19/UM/N/b/10	
121	1/1A	RANO	10 cm			r/02.10.19/T/NN/10	PAŹDZIERNIK (17)
122	1/1B	RANO	10 cm			r/02.10.19/T/NN/10	
123	1/2A	RANO	10 cm			r/02.10.19/T/NN/10	
~~124~~	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						
125	6/1	RANO	50 cm			r/02.10.19/K/NN/50	
126	7/1	WIECZÓR	10 cm			w/02.10.19/K/NN/10	
127	7/2A	WIECZÓR	10 cm			w/02.10.19/K/NN/10	
128	7/2B	WIECZÓR	10 cm			w/02.10.19/K/NN/10	
129	8/2	WIECZÓR	50 cm			w/02.10.19/K/NN/50	
130	9/1	RANO	10 cm			r/02.10.19/S/NN/10	
131	9/2A	RANO	10 cm			r/02.10.19/S/NN/10	
132	9/2B	RANO	10 cm			r/02.10.19/S/NN/10	
133	11/1A	WIECZÓR	10 cm			w/02.10.19/S/NN/10	
134	11/1B	WIECZÓR	10 cm			w/02.10.19/S/NN/10	
~~135~~	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						

~~136~~	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						
137	12/1	WIECZÓR	50 cm			w/02.10.19/S/NN/50	
138	18/1	WIECZÓR	50 cm			w/02.10.19/S/N/b/50	
139	18/2	WIECZÓR	50 cm			w/02.10.19/S/N/b/50	
140	23/1	RANO	10 cm			r/02.10.19/UM/N/10	
SEZON 2019 - 2020 (169)							
141	5/1A	RANO	10 cm			r/05.04.2020/K/NN/10	KWIECIEŃ (26)
142	5/1A'	RANO	10 cm			r/05.04.2020/K/NN/10	
143	6/1A	RANO	50 cm			r/05.04.2020/K/NN/50	
144	6/1A'	RANO	50 cm			r/05.04.2020/K/NN/50	
145	6/2A	RANO	50 cm			r/05.04.2020/K/NN/50	
146	6/1B	RANO	50 cm			r/05.04.2020/K/NN/50	
147	6/2B	RANO	50 cm		TAK	r/05.04.2020/K/NN/50	
148	7/1B	WIECZÓR	10 cm		TAK	w/05.04.2020/K/NN/10	
149	9/2A	RANO	10 cm			r/05.04.2020/S/NN/10	
150	9/2B	RANO	10 cm			r/05.04.2020/S/NN/10	
151	10/1	RANO	50 cm			r/05.04.2020/S/NN/50	
152	11/2A	WIECZÓR	10 cm			w/05.04.2020/S/NN/10	
153	11/2B	WIECZÓR	10 cm			w/05.04.2020/S/NN/10	
154	11/1C	WIECZÓR	10 cm			w/05.04.2020/S/NN/10	
155	11/1D	WIECZÓR	10 cm			w/05.04.2020/S/NN/10	
156	11/2D	WIECZÓR	10 cm			w/05.04.2020/S/NN/10	
157	14/1A	RANO	50 cm			r/05.04.2020/S/N/50	
158	14/1B	RANO	50 cm			r/05.04.2020/S/N/50	
159	14/2	RANO	50 cm			r/05.04.2020/S/N/50	
160	16/2	WIECZÓR	50 cm			w/05.04.2020/S/N/50	
161	18/1	WIECZÓR	50 cm			w/05.04.2020/S/N/b/50	
162	19/2B	RANO	10 cm			r/05.04.2020/U/NN/10	
163	34/1A	WIECZÓR	50 cm		TAK	w/05.04.2020/UO/N/b/50	
164	34/1B	WIECZÓR	50 cm			w/05.04.2020/UO/N/b/50	
165	35/1	RANO	10 cm		TAK	r/05.04.2020/US/N/10	
166	36/1	RANO	50 cm			r/05.04.2020/US/N/50	
167	2/1	RANO	50 cm			r/05.05.2020/T/NN/50	MAJ (25)
168	6/2A	RANO	50 cm			r/05.05.2020/K/NN/50	
169	6/2B	RANO	50 cm			r/05.05.2020/K/NN/50	
170	7/2	WIECZÓR	10 cm			w/05.05.2020/K/NN/10	
171	8/1A	WIECZÓR	50 cm			w/05.05.2020/K/NN/50	
172	8/1B	WIECZÓR	50 cm			w/05.05.2020/K/NN/50	
173	9/2	RANO	10 cm			r/05.05.2020/S/NN/10	
~~174~~	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						
175	13/1	RANO	10 cm			r/05.05.2020/S/N/10	
176	13/2	RANO	10 cm	TAK		r/05.05.2020/S/N/10	
177	14/2	RANO	50 cm			r/05.05.2020/S/N/50	
178	15/2	WIECZÓR	10 cm			w/05.05.2020/S/N/10	
179	16/2	WIECZÓR	50 cm			w/05.05.2020/S/N/50	
180	17/2	WIECZÓR	10 cm			w/05.04.2020/S/N/b/10	

181	**18/1A**	**WIECZÓR**	**50 cm**			**w/05.04.2020/S/N/b/50**	
182	**18/1B**	**WIECZÓR**	**50 cm**			**w/05.04.2020/S/N/b/50**	
183	**23/1**	**RANO**	**10 cm**			**r/05.05.2020/UM/N/10**	
184	**24/1A**	**RANO**	**50 cm**			**r/05.05.2020/UM/N/50**	
~~185~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**						
186	**24/2A**	**RANO**	**50 cm**			**r/05.05.2020/UM/N/50**	
187	**24/2B**	**RANO**	**50 cm**			**r/05.05.2020/UM/N/50**	
188	**31/1A**	**WIECZÓR**	**10 cm**			**w/05.05.2020/UO/N/10**	
189	**31/1B**	**WIECZÓR**	**10 cm**			**w/05.05.2020/UO/N/10**	
190	**31/2C**	**WIECZÓR**	**10 cm**			**w/05.05.2020/UO/N/10**	
191	**34/2**	**WIECZÓR**	**50 cm**			**w/05.04.2020/UO/N/b/50**	
192	**35/2**	**RANO**	**10 cm**			**r/05.05.2020/US/N/10**	
193	**38/1**	**WIECZÓR**	**50 cm**			**w/05.05.2020/US/N/50**	
194	**1/1**	**RANO**	**10 cm**			**r/02.06.2020/T/NN/10**	**CZERWIEC (30)**
195	**1/2A**	**RANO**	**10 cm**			**r/02.06.2020/T/NN/10**	
196	**1/2B**	**RANO**	**10 cm**			**r/02.06.2020/T/NN/10**	
197	**2/2**	**RANO**	**50 cm**			**r/02.06.2020/T/NN/50**	
198	**5/1A**	**RANO**	**10 cm**			**r/02.06.2020/K/NN/10**	
199	**5/1B**	**RANO**	**10 cm**			**r/02.06.2020/K/NN/10**	
200	**5/2**	**RANO**	**10 cm**			**r/02.06.2020/K/NN/10**	
201	**7/1**	**WIECZÓR**	**10 cm**			**w/02.06.2020/K/NN/10**	
202	**7/2**	**WIECZÓR**	**10 cm**			**w/02.06.2020/K/NN/10**	
203	**8/1**	**WIECZÓR**	**50 cm**			**w/02.06.2020/K/NN/50**	
204	**8/2**	**WIECZÓR**	**50 cm**			**w/02.06.2020/K/NN/50**	
205	**9/2A**	**RANO**	**10 cm**			**r/02.06.2020/S/NN/10**	
206	**9/2B**	**RANO**	**10 cm**			**r/02.06.2020/S/NN/10**	
207	**9/2C**	**RANO**	**10 cm**			**r/02.06.2020/S/NN/10**	
208	**11/1**	**WIECZÓR**	**10 cm**			**w/02.06.2020/S/NN/10**	
209	**11/2**	**WIECZÓR**	**10 cm**			**w/02.06.2020/S/NN/10**	
210	**13/2**	**RANO**	**10 cm**			**r/02.06.2020/S/N/10**	
211	**14/2A**	**RANO**	**50 cm**			**r/02.06.2020/S/N/50**	
~~212~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**						
213	**17/2**	**WIECZÓR**	**10 cm**			**w/02.06.2020/S/N/b/10**	
214	**18/1A**	**WIECZÓR**	**50 cm**			**w/02.06.2020/S/N/b/50**	
215	**18/1B**	**WIECZÓR**	**50 cm**			**w/02.06.2020/S/N/b/50**	
216	**19/2**	**RANO**	**10 cm**			**r/02.06.2020/U/NN/10**	
217	**23/1**	**RANO**	**10 cm**		**TAK**	**r/02.06.2020/UM/N/10**	
218	**25/1**	**WIECZÓR**	**10 cm**			**w/02.06.2020/UM/N/10**	
219	**25/2A**	**WIECZÓR**	**10 cm**			**w/02.06.2020/UM/N/10**	
220	**25/2B**	**WIECZÓR**	**10 cm**			**w/02.06.2020/UM/N/10**	
221	**31/2A**	**WIECZÓR**	**10 cm**		**TAK**	**w/02.06.2020/UO/N/10**	
222	**31/2B**	**WIECZÓR**	**10 cm**			**w/02.06.2020/UO/N/10**	
223	**33/2**	**WIECZÓR**	**10 cm**			**w/02.06.2020/UO/N/b/10**	
224	**36/2**	**RANO**	**50 cm**			**r/02.06.2020/US/N/50**	
225	**1/2B**	**RANO**	**10 cm**			**r/02.07.2020/T/NN/10**	**LIPIEC (16)**
226	**1/2C**	**RANO**	**10 cm**			**r/02.07.2020/T/NN/10**	
227	**2/1**	**RANO**	**50 cm**			**r/02.07.2020/T/NN/50**	

228	2/2	RANO	50 cm			r/02.07.2020/T/NN/50	
229	3/2	WIECZÓR	10 cm			w/02.07.2020/T/NN/10	
230	4/2	WIECZÓR	50 cm			w/02.07.2020/T/NN/50	
231	6/2	RANO	50 cm			r/02.07.2020/K/NN/50	
232	7/1	WIECZÓR	10 cm			w/02.07.2020/K/NN/10	
233	7/2A	WIECZÓR	10 cm			w/02.07.2020/K/NN/10	
234	7/2B	WIECZÓR	10 cm			w/02.07.2020/K/NN/10	
235	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						
236	14/1	RANO	50 cm			r/02.07.2020/S/N/50	
237	17/1A	WIECZÓR	10 cm		TAK	w/02.07.2020/S/N/b/10	
238	17/1B	WIECZÓR	10 cm			w/02.07.2020/S/N/b/10	
239	18/1	WIECZÓR	50 cm			w/02.07.2020/S/N/b/50	
240	21/1	WIECZÓR	10 cm			w/02.07.2020/U/NN/10	
241	29/1	RANO	10 cm			r/02.07.2020/UO/N/10	
242	2/2A	RANO	50 cm			r/01.08.2020/T/NN/50	SIERPIEŃ (38)
243	2/2B	RANO	50 cm			r/01.08.2020/T/NN/50	
244	4/1	WIECZÓR	50 cm			w/01.08.2020/T/NN/50	
245	5/1B	RANO	10 cm			r/01.08.2020/K/NN/10	
246	5/1C	RANO	10 cm			r/01.08.2020/K/NN/10	
247	6/2	RANO	50 cm			r/01.08.2020/K/NN/50	
248	7/2	WIECZÓR	10 cm			w/01.08.2020/K/NN/10	
249	8/1	WIECZÓR	50 cm		TAK	w/01.08.2020/K/NN/50	
250	9/1A	RANO	10 cm			r/01.08.2020/S/NN/10	
251	9/1B	RANO	10 cm			r/01.08.2020/S/NN/10	
252	9/2A	RANO	10 cm		TAK	r/01.08.2020/S/NN/10	
253	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						
254	11/1A	WIECZÓR	10 cm			w/01.08.2020/S/NN/10	
255	11/1B	WIECZÓR	10 cm			w/01.08.2020/S/NN/10	
256	11/2	WIECZÓR	10 cm			w/01.08.2020/S/NN/10	
257	14/1	RANO	50 cm			r/01.08.2020/S/N/50	
258	16/1A	WIECZÓR	50 cm			w/01.08.2020/S/N/50	
259	16/1B	WIECZÓR	50 cm			w/01.08.2020/S/N/50	
260	16/2A	WIECZÓR	50 cm			w/01.08.2020/S/N/50	
261	16/2B	WIECZÓR	50 cm			w/01.08.2020/S/N/50	
262	19/1	RANO	10 cm			r/01.08.2020/U/NN/10	
263	19/2A	RANO	10 cm			r/01.08.2020/U/NN/10	
264	19/2B	RANO	10 cm			r/01.08.2020/U/NN/10	
265	23/1	RANO	10 cm			r/01.08.2020/UM/N/10	
266	24/2	RANO	50 cm			r/01.08.2020/UM/N/50	
267	25/1	WIECZÓR	10 cm			w/01.08.2020/UM/N/10	
268	26/1A	WIECZÓR	50 cm			w/01.08.2020/UM/N/50	
269	26/1B	WIECZÓR	50 cm			w/01.08.2020/UM/N/50	
270	26/2A	WIECZÓR	50 cm			w/01.08.2020/UM/N/50	
271	26/2B	WIECZÓR	50 cm			w/01.08.2020/UM/N/50	
272	26/2C	WIECZÓR	50 cm		TAK	w/01.08.2020/UM/N/50	
273	27/1A	WIECZÓR	10 cm			w/01.08.2020/UM/N/b/10	
274	27/1B	WIECZÓR	10 cm		TAK	w/01.08.2020/UM/N/b/10	

275	27/2A	WIECZÓR	10 cm			w/01.08.2020/UM/N/b/10	
276	27/2B	WIECZÓR	10 cm			w/01.08.2020/UM/N/b/10	
277	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						
278	30/2	RANO	50 cm			r/01.08.2020/UO/N/50	
279	31/2A	WIECZÓR	10 cm			w/01.08.2020/UO/N/10	
280	31/2B	WIECZÓR	10 cm			w/01.08.2020/UO/N/10	
281	35/2	RANO	10 cm			r/01.08.2020/US/N/10	
282	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						WRZESIEŃ (22)
283	3/2	WIECZÓR	10 cm	TAK		w/06.09.2020/T/NN/10	
284	7/2	WIECZÓR	10 cm			w/06.09.2020/K/NN/10	
285	9/1	RANO	10 cm		TAK	r/06.09.2020/S/NN/10	
286	9/2A	RANO	10 cm			r/06.09.2020/S/NN/10	
287	9/2B	RANO	10 cm			r/06.09.2020/S/NN/10	
288	10/2	RANO	50 cm			r/06.09.2020/S/NN/50	
289	11/1	WIECZÓR	10 cm			w/06.09.2020/S/NN/10	
290	11/2	WIECZÓR	10 cm			w/06.09.2020/S/NN/10	
291	12/1	WIECZÓR	50 cm			w/06.09.2020/S/NN/50	
292	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						
293	15/1	WIECZÓR	10 cm			w/06.09.2020/S/N/10	
294	15/2	WIECZÓR	10 cm			w/06.09.2020/S/N/10	
295	17/1	WIECZÓR	10 cm			w/06.09.2020/S/N/b/10	
296	20/2	RANO	50 cm			r/06.09.2020/U/NN/50	
297	22/1	WIECZÓR	50 cm			w/06.09.2020/U/NN/50	
298	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						
299	23/2	RANO	10 cm			r/06.09.2020/UM/N/10	
300	25/1	WIECZÓR	10 cm			w/06.09.2020/UM/N/10	
301	28/1	WIECZÓR	50 cm			w/06.09.2020/UM/N/b/50	
302	30/1	RANO	50 cm			r/06.09.2020/UO/N/50	
303	31/1A	WIECZÓR	10 cm			w/06.09.2020/UO/N/10	
304	31/1B	WIECZÓR	10 cm		TAK	w/06.09.2020/UO/N/10	
305	35/2	RANO	10 cm			r/06.09.2020/US/N/10	
306	36/1	RANO	50 cm			r/06.09.2020/US/N/50	
307	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						PAŹDZIERNIK (12)
308	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						
309	9/1A	RANO	10 cm			r/01.10.2020/S/NN/10	
310	9/1B	RANO	10 cm			r/01.10.2020/S/NN/10	
311	9/2	RANO	10 cm			r/01.10.2020/S/NN/10	
312	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						
313	11/2	WIECZÓR	10 cm			w/01.10.2020/S/NN/10	
314	18/1A	WIECZÓR	50 cm			w/01.10.2020/S/N/b/50	
315	18/1B	WIECZÓR	50 cm			w/01.10.2020/S/N/b/50	
316	USUNIĘTY Z KOLEKCJI						
317	29/1	RANO	10 cm			r/01.10.2020/UO/N/10	
318	30/2	RANO	50 cm			r/01.10.2020/UO/N/50	
319	31/1A	WIECZÓR	10 cm			w/01.10.2020/UO/N/10	
320	31/1B	WIECZÓR	10 cm			w/01.10.2020/UO/N/10	
321	31/2	WIECZÓR	10 cm			w/01.10.2020/UO/N/10	

322	37/2	WIECZÓR	10 cm			w/01.10.2020/US/N/10	

jezioro Tyrsko
jezioro Kortowskie
jezioro Skanda
jezioro Ukiel

M – miesiąc

w/06.09.19/UM/N/b/10 – kod próby (r – rano; w – wieczór; K – plaża jezioro Kortowskie; S – plaża jezioro Skanda; T – plaża jezioro Tyrsko; U – plaża jezioro Ukiel; UM – plaża Miejska jezioro Ukiel, UO – plaża Omega jezioro Ukiel; US – plaża Słoneczna Polana jezioro Ukiel; N – plaża nadzorowana; NN – plaża nienadzorowana; b – boisko do siatkówki plażowej; 10 – głębokość 10 cm; 50 – głębokość 50 cm

„USUNIĘTY Z KOLEKCJI” – szczepy wykluczone z kolekcji z uwagi na kontaminację bakteriami, grzybami pleśniowymi lub roztoczami

Załącznik 7. Wykaz wszystkich szczepów zidentyfikowanych metodami diagnostyki klasycznej i molekularnej

Attachment 7. List of all strains identified by classical and molecular diagnostic methods

SEZON 2018 - 2019 (129)					
NR SZCZEPU	**C.D**	**PRÓBA**	**KOD SZCZEPU**	**GATUNEK**	**M**
1	**1**	**1/2**	**r/04.04.19/T/NN/10**	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	**KWIECIEŃ (28)**
2	**2**	**3/1**	**w/04.04.19/T/NN/10**	***Kondoa malvinella*** (Fell & I.L. Hunter) Y. Yamada, Nakagawa & I. Banno 1989	
3	**3**	**5/1**	**r/04.04.19/K/NN/10**	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
4	**4**	**5/2A**	**r/04.04.19/K/NN/10**	***Ogataea angusta*** (Teun., H.H. Hall & Wick.) S.O. Suh & J.J. Zhou 2010	
5	**5**	**5/2B**	**r/04.04.19/K/NN/10**	***Cryptococcus* sp.**	
6	**6**	**7/1A**	**w/04.04.19/K/NN/10**	***Schizosaccharomyces octosporus*** Beij. 1897	
7	**7**	**7/2**	**w/04.04.19/K/NN/10**	***Ogataea angusta*** (Teun., H.H. Hall & Wick.) S.O. Suh & J.J. Zhou 2010	
8	**8**	**9/2**	**r/04.04.19/S/NN/10**	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	
9	**9**	**13/1**	**r/04.04.19/S/N/10**	***Saccharomycodes ludwigii*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	
10	**10**	**14/1**	**r/04.04.19/S/N/50**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
11	**11**	**14/2**	**r/04.04.19/S/N/50**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
12	**12**	**15/1**	**w/04.04.19/S/N/10**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
13	**13**	**16/1**	**w/04.04.19/S/N/50**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
14	**14**	**19/2**	**r/04.04.19/U/NN/10**	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	
15	**15**	**22/2**	**w/04.04.19/U/NN/50**	***Candida pseudolambica*** M.T. Sm. & Poot 1989	
16	**16**	**23/2**	**r/04.04.19/UM/N/10**	***Cryptococcus* sp.**	
~~**17**~~	~~**17**~~	~~**24/2**~~	~~**r/04.04.19/UM/N/50**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	
18	**18**	**28/1**	**w/04.04.19/UM/N/b/50**	***Cyniclomyces guttulatus*** (C.P. Robin) Van der Walt & D.B. Scott 1971	
19	**19**	**29/2**	**r/04.04.19/UO/N/10**	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010	
20	**20**	**32/1**	**w/04.04.10/UO/N/50**	***Kluyveromyces* sp.**	
21	**21**	**33/1A**	**w/04.04.19/UO/N/b/10**	***Lachancea thermotolerans*** (Filippov) Kurtzman 2003	
22	**22**	**33/1B**	**w/04.04.19/UO/N/b/10**	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
23	**23**	**35/2A**	**r/04.04.19/US/N/10**	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010	
~~**24**~~	~~**24**~~	~~**35/2C**~~	~~**r/04.04.19/US/N/10**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	
25	**25**	**37/2A**	**w/04.04.19/US/N/10**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
26	**26**	**37/2B**	**w/04.04.19/US/N/10**	***Naganishia albida*** (Saito) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
27	**27**	**37/2C**	**w/04.04.19/US/N/10**	***Aureobasidium pullulans*** (de Bary & Löwenthal) G. Arnaud 1918	
28	**28**	**38/1A**	**w/04.04.19/US/N/50**	***Cryptococcus* sp.**	
29	**29**	**39/1**	**w/04.04.19/US/N/b/10**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
30	**30**	**39/2**	**w/04.04.19/US/N/b/10**	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010	
31	**31**	**1/2B**	**r/01.05.19/T/NN/10**	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010	**MAJ (13)**
32	**32**	**2/1A**	**r/01.05.19/T/NN/50**	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	
33	**33**	**5/1A**	**r/01.05.19/K/NN/10**	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	
34	**34**	**5/2**	**r/01.05.19/K/NN/10**	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	
35	**35**	**9/1A**	**r/01.05.19/S/NN/10**	***Pichia membranifaciens*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	
36	**36**	**9/1B**	**r/01.05.19/S/NN/10**	***Metschnikowia pulcherrima*** Pitt & M.W. Mill. 1968 (anamorfa: *Candida pulcherrima*)	
37	**37**	**9/2A**	**r/01.05.19/S/NN/10**	***Pichia membranifaciens*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	
38	**38**	**9/2B**	**r/01.05.19/S/NN/10**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
39	**39**	**9/2D**	**r/01.05.19/S/NN/10**	***Pichia membranifaciens*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	
40	**40**	**11/1**	**w/01.05.19/S/NN/10**	***Pichia membranifaciens*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	

~~41~~	~~41~~	~~13/2~~	~~r/01.05.19/S/N/10~~	USUNIĘTY Z KOLEKCJI	
42	42	27/1A	w/01.05.19/UM/N/b/10	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
43	43	28/2	w/01.05.19/UM/N/b/50	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	
44	44	31/2	w/01.05.19/UO/N/10	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978 i ***Pichia fermentans*** Lodder 1932	
45	45	3/2	w/03.06.19/T/NN/10	***Saccharomyces cerevisiae*** (Desm.) Meyen 1838	CZERWIEC (19)
46	46	5/1B	r/03.06.19/K/NN/10	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	
47	47	5/1D	r/03.06.19/K/NN/10	***Hyphopichia rhagii*** (Diddens & Lodder) L.R. Ribeiro, M. Groenew., N. Jacques, Casareg., Lachance & C.A. Rosa 2017	
~~48~~	~~48~~	~~5/2A~~	~~r/03.06.19/K/NN/10~~	USUNIĘTY Z KOLEKCJI	
49	49	6/1A	r/03.06.19/K/NN/50	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
50	50	6/1B	r/03.06.19/K/NN/50	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
51	51	7/1A	w/03.06.19/K/NN/10	***Schwanniomyces occidentalis*** Klöcker 1909	
52	52	7/2	w/03.06.19/K/NN/10	***Schwanniomyces occidentalis*** Klöcker 1909	
53	53	8/1B	w/03.06.19/K/NN/50	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010	
54	54	10/1F	r/03.06.19/S/NN/50	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
55	55	10/2A	r/03.06.19/S/NN/50	***Saitozyma podzolica*** (Babeva & Reshetova) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
56	56	10/2B	r/03.06.19/S/NN/50	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
57	57	16/2	w/03.06.19/S/N/50	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
58	58	18/2B	w/03.06.19/S/N/b/50	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
59	59	19/2B	r/03.06.19/U/NN/10	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
60	60	20/1A	r/03.06.19/U/NN/50	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984 i ***Nadsonia commutata*** Golubev 1973	
61	61	20/1B	r/03.06.19/U/NN/50	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984 i ***Nadsonia commutata*** Golubev 1973	
62	62	31/1	w/03.06.19/UO/N/10	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
63	63	37/2	w/03.06.19/US/N/10	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
64	64	38/2	w/03.06.19/US/N/50	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	
65	65	5/1	r/01.07.19/K/NN/10	***Nadsonia fulvescens var. elongata*** (Konok.) Golubev & M.T. Sm. 1989	LIPIEC (21)
~~66~~	~~66~~	~~6/1~~	~~r/01.07.19/K/NN/50~~	USUNIĘTY Z KOLEKCJI	
67	67	6/2	r/01.07.19/K/NN/50	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
68	68	7/1A	w/01.07.19/K/NN/10	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
69	69	7/1B	w/01.07.19/K/NN/10	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
70	70	7/2	w/01.07.19/K/NN/10	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
71	71	9/1	r/01.07.19/S/NN/10	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
72	72	9/2	r/01.07.19/S/NN/10	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
73	73	11/1A	w/01.07.19/S/NN/10	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
74	74	11/1B	w/01.07.19/S/NN/10	***Nadsonia fulvescens var. elongata*** (Konok.) Golubev & M.T. Sm. 1989	
75	75	11/2	w/01.07.19/S/NN/10	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
76	76	16/1	w/01.07.19/S/N/50	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	
~~77~~	~~77~~	~~18/1~~	~~w/01.07.19/S/N/b/50~~	USUNIĘTY Z KOLEKCJI	
78	78	18/2	w/01.07.19/S/N/b/50	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	
79	79	19/1A	r/01.07.19/U/NN/10	***Tausonia pullulans*** (Lindner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
80	80	19/2A	r/01.07.19/U/NN/10	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
81	81	19/2B	r/01.07.19/U/NN/10	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
82	82	29/1A	r/01.07.19/UO/N/10	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	
83	83	29/1B	r/01.07.19/UO/N/10	***Tausonia pullulans*** (Lindner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
84	84	29/2	r/01.07.19/UO/N/10	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	

85	**85**	**31/1**	**w/01.07.19/UO/N/10**	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	
86	**86**	**31/2**	**w/01.07.19/UO/N/10**	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	
87	**87**	**33/1**	**w/01.07.19/UO/N/b/10**	***Rhodotorula babjevae*** (Golubev) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
88	**88**	**1/2**	**r/04.08.19/T/NN/10**	***Schizosaccharomyces pombe*** Lindner 1893	**SIERPIEŃ (14)**
89	**89**	**4/1**	**w/04.08.19/T/NN/50**	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	
90	**90**	**5/2**	**r/04.08.19/K/NN/10**	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	
91	**91**	**7/1**	**w/04.08.19/K/NN/10**	***Tausonia pullulans*** (Lindner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
92	**92**	**11/1**	**w/04.08.19/S/NN/10**	***Tausonia pullulans*** (Lindner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
93	**93**	**12/2**	**w/04.08.19/S/NN/50**	***Tausonia pullulans*** (Lindner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
94	**94**	**18/2**	**w/04.08.19/S/N/b/50**	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	
95	**95**	**22/2**	**w/04.08.19/U/NN/50**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
96	**96**	**24/1**	**r/04.08.19/UM/N/50**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
97	**97**	**26/1**	**w/04.08.19/UM/N/50**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
98	**98**	**31/1**	**w/04.08.19/UO/N/10**	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
99	**99**	**33/1**	**w/04.08.19/UO/N/b/10**	***Torulaspora globosa*** (Klöcker) Van der Walt & Johannsen 1975	
100	**100**	**35/2**	**r/04.08.19/US/N/10**	***Torulaspora globosa*** (Klöcker) Van der Walt & Johannsen 1975	
101	**101**	**39/2**	**w/04.08.19/US/N/b/10**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
102	**102**	**2/1A**	**r/06.09.19/T/NN/10**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	**WRZESIEŃ (17)**
~~**103**~~	~~**103**~~	~~**5/2A**~~	~~**r/06.09.19/K/NN/10**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	
104	**104**	**5/2B**	**r/06.09.19/K/NN/10**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
105	**105**	**6/1A**	**r/06.09.19/K/NN/50**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
106	**106**	**6/2A**	**r/06.09.19/K/NN/50**	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** *(Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015*	
107	**107**	**6/2B**	**r/06.09.19/K/NN/50**	***Nadsonia fulvescens var. elongata*** (Konok.) Golubev & M.T. Sm. 1989	
108	**108**	**7/1**	**w/06.09.19/K/NN/10**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
109	**109**	**7/2A**	**w/06.09.19/K/NN/10**	***Tausonia pullulans*** (Lindner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
110	**110**	**8/2A**	**w/06.09.19/K/NN/50**	***Vanderwaltozyma polyspora*** (Van der Walt) Kurtzman 2003	
111	**111**	**9/1A**	**r/06.09.19/S/NN/10**	***Torulaspora globosa*** (Klöcker) Van der Walt & Johannsen 1975	
112	**112**	**9/2A**	**r/06.09.19/S/NN/10**	***Nadsonia fulvescens var. elongata*** (Konok.) Golubev & M.T. Sm. 1989	
113	**113**	**9/2B**	**r/06.09.19/S/NN/10**	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
114	**114**	**9/2C**	**r/06.09.19/S/NN/10**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
115	**115**	**11/1**	**w/06.09.19/S/NN/10**	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
116	**116**	**13/1**	**r/06.09.19/S/N/10**	***Komagataella pastoris*** (Guillierm.) Y. Yamada, M. Matsuda, K. Maeda & Mikata 1995	
117	**117**	**17/1**	**w/06.09.19/S/N/b/10**	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010	
~~**118**~~	~~**118**~~	~~**23/1**~~	~~**r/06.09.19/UM/N/10**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	
119	**119**	**23/2**	**r/06.09.19/UM/N/10**	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	
120	**120**	**27/2A**	**w/06.09.19/UM/N/b/10**	***Lipomyces* sp.**	
121	**121**	**1/1A**	**r/02.10.19/T/NN/10**	***Hanseniaspora osmophila*** (Niehaus) Phaff, M.W. Mill. & Shifrine 1956	**PAŹDZIERNIK (17)**
122	**122**	**1/1B**	**r/02.10.19/T/NN/10**	***Kondoa malvinella*** (Fell & I.L. Hunter) Y. Yamada, Nakagawa & I. Banno 1989	
123	**123**	**1/2A**	**r/02.10.19/T/NN/10**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
~~**124**~~	~~**124**~~	~~**1/2B**~~	~~**r/02.10.19/T/NN/10**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	
125	**125**	**6/1**	**r/02.10.19/K/NN/50**	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010	
126	**126**	**7/1**	**w/02.10.19/K/NN/10**	***Schwanniomyces vanrijiae*** (Van der Walt & Tscheuschner) M. Suzuki & Kurtzman 2010	
127	**127**	**7/2A**	**w/02.10.19/K/NN/10**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
128	**128**	**7/2B**	**w/02.10.19/K/NN/10**	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
129	**129**	**8/2**	**w/02.10.19/K/NN/50**	***Vanrija humicola*** (Dasz.) R.T. Moore 1980	

130	**130**	**9/1**	**r/02.10.19/S/NN/10**	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
131	**131**	**9/2A**	**r/02.10.19/S/NN/10**	***Citeromyces matritensis*** (Santa María) Santa María 1957 (anamorfa: *Candida globosa*)	
132	**132**	**9/2B**	**r/02.10.19/S/NN/10**	***Vanderwaltozyma polyspora*** (Van der Walt) Kurtzman 2003	
133	**133**	**11/1A**	**w/02.10.19/S/NN/10**	***Citeromyces matritensis*** (Santa María) Santa María 1957 (anamorfa: *Candida globosa*)	
134	**134**	**11/1B**	**w/02.10.19/S/NN/10**	***Vanderwaltozyma polyspora*** (Van der Walt) Kurtzman 2003	
~~**135**~~	~~**135**~~	~~**11/2A**~~	~~**w/02.10.19/S/NN/10**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	
~~**136**~~	~~**136**~~	~~**11/2B**~~	~~**w/02.10.19/S/NN/10**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	
137	**137**	**12/1**	**w/02.10.19/S/NN/50**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
138	**138**	**18/1**	**w/02.10.19/S/N/b/50**	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	
139	**139**	**18/2**	**w/02.10.19/S/N/b/50**	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	
140	**140**	**23/1**	**r/02.10.19/UM/N/10**	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	
SEZON 2019 - 2020 (169)					
141	**1**	**5/1A**	**r/05.04.2020/K/NN/10**	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	**KWIECIEŃ (26)**
142	**2**	**5/1A'**	**r/05.04.2020/K/NN/10**	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	
143	**3**	**6/1A**	**r/05.04.2020/K/NN/50**	***Papiliotrema pseudoalba*** (Nakase & M. Suzuki) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015)	
144	**4**	**6/1A'**	**r/05.04.2020/K/NN/50**	***Papiliotrema pseudoalba*** (Nakase & M. Suzuki) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015)	
145	**5**	**6/2A**	**r/05.04.2020/K/NN/50**	***Papiliotrema pseudoalba*** (Nakase & M. Suzuki) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015)	
146	**6**	**6/1B**	**r/05.04.2020/K/NN/50**	***Thelebolus globosus*** Brumm. & de Hoog 2005	
147	**7**	**6/2B**	**r/05.04.2020/K/NN/50**	***Thelebolus globosus*** Brumm. & de Hoog 2005	
148	**8**	**7/1B**	**w/05.04.2020/K/NN/10**	***Mycogloea nipponica*** Bandoni 1998	
149	**9**	**9/2A**	**r/05.04.2020/S/NN/10**	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	
150	**10**	**9/2B**	**r/05.04.2020/S/NN/10**	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	
151	**11**	**10/1**	**r/05.04.2020/S/NN/50**	***Vanderwaltozyma polyspora*** (Van der Walt) Kurtzman 2003	
152	**12**	**11/2A**	**w/05.04.2020/S/NN/10**	***Torulaspora globosa*** (Klöcker) Van der Walt & Johannsen 1975	
153	**13**	**11/2B**	**w/05.04.2020/S/NN/10**	***Ogataea minuta*** (Wick.) Y. Yamada, K. Maeda & Mikata 1994	
154	**14**	**11/1C**	**w/05.04.2020/S/NN/10**	***Torulaspora globosa*** (Klöcker) Van der Walt & Johannsen 1975	
155	**15**	**11/1D**	**w/05.04.2020/S/NN/10**	***Mycogloea nipponica*** Bandoni 1998	
156	**16**	**11/2D**	**w/05.04.2020/S/NN/10**	***Saccharomyces cerevisiae*** (Desm.) Meyen 1838	
157	**17**	**14/1A**	**r/05.04.2020/S/N/50**	***Exophiala jeanselmei*** (Langeron) McGinnis & A.A. Padhye 1977	
158	**18**	**14/1B**	**r/05.04.2020/S/N/50**	***Exophiala jeanselmei*** (Langeron) McGinnis & A.A. Padhye 1977	
159	**19**	**14/2**	**r/05.04.2020/S/N/50**	***Exophiala jeanselmei*** (Langeron) McGinnis & A.A. Padhye 1977	
160	**20**	**16/2**	**w/05.04.2020/S/N/50**	***Mycogloea nipponica*** Bandoni 1998	
161	**21**	**18/1**	**w/05.04.2020/S/N/b/50**	***Saccharomycodes ludwigii*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	
162	**22**	**19/2B**	**r/05.04.2020/U/NN/10**	***Komagataella pastoris*** (Guilliierm.) Y. Yamada, M. Matsuda, K. Maeda & Mikata 1995	
163	**23**	**34/1A**	**w/05.04.2020/UO/N/b/50**	***Lipomyces starkeyi*** Lodder & Kreger-van Rij 1952	
164	**24**	**34/1B**	**w/05.04.2020/UO/N/b/50**	***Mycogloea nipponica*** Bandoni 1998	
165	**25**	**35/1**	**r/05.04.2020/US/N/10**	***Lipomyces lipofer*** (Den Dooren) Lodder & Kreger-van Rij 1952	
166	**26**	**36/1**	**r/05.04.2020/US/N/50**	***Cyniclomyces guttulatus*** (C.P. Robin) Van der Walt & D.B. Scott 1971	
167	**27**	**2/1**	**r/05.05.2020/T/NN/50**	***Cyniclomyces guttulatus*** (C.P. Robin) Van der Walt & D.B. Scott 1971	**MAJ (25)**
168	**28**	**6/2A**	**r/05.05.2020/K/NN/50**	***Oosporidium margaritiferum*** Stautz 1931	
169	**29**	**6/2B**	**r/05.05.2020/K/NN/50**	***Oosporidium margaritiferum*** Stautz 1931	
170	**30**	**7/2**	**w/05.05.2020/K/NN/10**	***Dipodascus albidus*** Lagerh. 1892	
171	**31**	**8/1A**	**w/05.05.2020/K/NN/50**	***Nadsonia fulvescens var. elongata*** (Konok.) Golubev & M.T. Sm. 1989	
172	**32**	**8/1B**	**w/05.05.2020/K/NN/50**	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	
173	**33**	**9/2**	**r/05.05.2020/S/NN/10**	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	
~~**174**~~	~~**34**~~	~~**10/2**~~	~~**r/05.05.2020/S/NN/50**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	

175	**35**	**13/1**	**r/05.05.2020/S/N/10**	***Dipodascus albidus*** Lagerh. 1892	
176	**36**	**13/2**	**r/05.05.2020/S/N/10**	***Candida albicans*** (C.P. Robin) Berkhout 1923 I ***Dipodascus albidus*** Lagerh. 1892	
177	**37**	**14/2**	**r/05.05.2020/S/N/50**	***Mycogloea nipponica*** Bandoni 1998	
178	**38**	**15/2**	**w/05.05.2020/S/N/10**	***Citeromyces matritensis*** (Santa María) Santa María 1957 (anamorfa: *Candida globosa*)	
179	**39**	**16/2**	**w/05.05.2020/S/N/50**	***Kondoa malvinella*** (Fell & I.L. Hunter) Y. Yamada, Nakagawa & I. Banno 1989	
180	**40**	**17/2**	**w/05.04.2020/S/N/b/10**	***Rhodotorula diobovata*** (S.Y. Newell & I.L. Hunter) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
181	**41**	**18/1A**	**w/05.04.2020/S/N/b/50**	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	
182	**42**	**18/1B**	**w/05.04.2020/S/N/b/50**	***Cryptococcus amylolentus*** (Van der Walt, D.B. Scott & Klift) Golubev 1981	
183	**43**	**23/1**	**r/05.05.2020/UM/N/10**	***Citeromyces matritensis*** (Santa María) Santa María 1957 (anamorfa: *Candida globosa*)	
184	**44**	**24/1A**	**r/05.05.2020/UM/N/50**	***Bullera* sp.**	
~~**185**~~	~~**45**~~	~~**24/1B**~~	~~**r/05.05.2020/UM/N/50**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	
186	**46**	**24/2A**	**r/05.05.2020/UM/N/50**	***Oosporidium margaritiferum*** Stautz 1931	
187	**47**	**24/2B**	**r/05.05.2020/UM/N/50**	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	
188	**48**	**31/1A**	**w/05.05.2020/UO/N/10**	***Saccharomyces cerevisiae*** (Desm.) Meyen 1838	
189	**49**	**31/1B**	**w/05.05.2020/UO/N/10**	***Lodderomyces elongisporus*** (Recca & Mrak) Van der Walt 1971	
190	**50**	**31/2C**	**w/05.05.2020/UO/N/10**	***Mycogloea nipponica*** Bandoni 1998	
191	**51**	**34/2**	**w/05.04.2020/UO/N/b/50**	***Mycogloea nipponica*** Bandoni 1998	
192	**52**	**35/2**	**r/05.05.2020/US/N/10**	***Mycogloea nipponica*** Bandoni 1998	
193	**53**	**38/1**	**w/05.05.2020/US/N/50**	***Komagataella pastoris*** (Guillierm.) Y. Yamada, M. Matsuda, K. Maeda & Mikata 1995	
194	**54**	**1/1**	**r/02.06.2020/T/NN/10**	***Vanderwaltozyma polyspora*** (Van der Walt) Kurtzman 2003	**CZERWIEC (30)**
195	**55**	**1/2A**	**r/02.06.2020/T/NN/10**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
196	**56**	**1/2B**	**r/02.06.2020/T/NN/10**	***Cryptococcus amylolentus*** (Van der Walt, D.B. Scott & Klift) Golubev 1981	
197	**57**	**2/2**	**r/02.06.2020/T/NN/50**	***Saccharomyces mikatae*** G.I. Naumov, S.A. James, E.S. Naumova, E.J. Louis & I.N. Roberts 2000	
198	**58**	**5/1A**	**r/02.06.2020/K/NN/10**	***Citeromyces matritensis*** (Santa María) Santa María 1957 (anamorfa: *Candida globosa*)	
199	**59**	**5/1B**	**r/02.06.2020/K/NN/10**	***Rhodotorula diobovata*** (S.Y. Newell & I.L. Hunter) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
200	**60**	**5/2**	**r/02.06.2020/K/NN/10**	***Citeromyces matritensis*** (Santa María) Santa María 1957 (anamorfa: *Candida globosa*)	
201	**61**	**7/1**	**w/02.06.2020/K/NN/10**	***Cryptococcus amylolentus*** (Van der Walt, D.B. Scott & Klift) Golubev 1981	
202	**62**	**7/2**	**w/02.06.2020/K/NN/10**	***Cryptococcus amylolentus*** (Van der Walt, D.B. Scott & Klift) Golubev 1981	
203	**63**	**8/1**	**w/02.06.2020/K/NN/50**	***Cryptococcus amylolentus*** (Van der Walt, D.B. Scott & Klift) Golubev 1981	
204	**64**	**8/2**	**w/02.06.2020/K/NN/50**	***Saccharomyces bayanus*** Sacc. 1895	
205	**65**	**9/2A**	**r/02.06.2020/S/NN/10**	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	
206	**66**	**9/2B**	**r/02.06.2020/S/NN/10**	***Citeromyces matritensis*** (Santa María) Santa María 1957 (anamorfa: *Candida globosa*)	
207	**67**	**9/2C**	**r/02.06.2020/S/NN/10**	***Oosporidium margaritiferum*** Stautz 1931	
208	**68**	**11/1**	**w/02.06.2020/S/NN/10**	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	
209	**69**	**11/2**	**w/02.06.2020/S/NN/10**	***Citeromyces matritensis*** (Santa María) Santa María 1957 (anamorfa: *Candida globosa*)	
210	**70**	**13/2**	**r/02.06.2020/S/N/10**	***Kregervanrija fluxuum*** (Phaff & E.P. Knapp) Kurtzman 2006 (anamorfa: *Candida vini*)	
211	**71**	**14/2A**	**r/02.06.2020/S/N/50**	***Dipodascus geotrichum*** (E.E. Butler & L.J. Petersen) Arx 1977	
~~**212**~~	~~**72**~~	~~**14/2B**~~	~~**r/02.06.2020/S/N/50**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	
213	**73**	**17/2**	**w/02.06.2020/S/N/b/10**	***Saccharomycodes ludwigii*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	
214	**74**	**18/1A**	**w/02.06.2020/S/N/b/50**	***Saccharomycopsis javanensis*** (Klöcker) Kurtzman & Robnett 1995	
215	**75**	**18/1B**	**w/02.06.2020/S/N/b/50**	***Curvibasidium nothofagi*** (C. Ramírez & A.E. González) Haelew. & Aime 2021	
216	**76**	**19/2**	**r/02.06.2020/U/NN/10**	***Ballistosporomyces xanthus*** Nakase, G. Okada & Sugiy. 1989	
217	**77**	**23/1**	**r/02.06.2020/UM/N/10**	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	
218	**78**	**25/1**	**w/02.06.2020/UM/N/10**	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	
219	**79**	**25/2A**	**w/02.06.2020/UM/N/10**	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	
220	**80**	**25/2B**	**w/02.06.2020/UM/N/10**	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	

221	**81**	**31/2A**	**w/02.06.2020/UO/N/10**	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	
222	**82**	**31/2B**	**w/02.06.2020/UO/N/10**	***Dipodascus geotrichum*** (E.E. Butler & L.J. Petersen) Arx 1977	
223	**83**	**33/2**	**w/02.06.2020/UO/N/b/10**	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	
224	**84**	**36/2**	**r/02.06.2020/US/N/50**	***Clavispora lusitaniae*** Rodr. Mir. 1979 (anamorfa: *Candida lusitaniae*)	
225	**85**	**1/2B**	**r/02.07.2020/T/NN/10**	***Exophiala castellanii*** Iwatsu, Nishim. & Miyaji 1984	**LIPIEC (16)**
226	**86**	**1/2C**	**r/02.07.2020/T/NN/10**	***Aureobasidium pullulans*** (de Bary & Löwenthal) G. Arnaud 1918	
227	**87**	**2/1**	**r/02.07.2020/T/NN/50**	***Aureobasidium pullulans*** (de Bary & Löwenthal) G. Arnaud 1918	
228	**88**	**2/2**	**r/02.07.2020/T/NN/50**	***Aureobasidium pullulans*** (de Bary & Löwenthal) G. Arnaud 1918	
229	**89**	**3/2**	**w/02.07.2020/T/NN/10**	***Exophiala castellanii*** Iwatsu, Nishim. & Miyaji 1984	
230	**90**	**4/2**	**w/02.07.2020/T/NN/50**	***Exophiala bergeri*** Haase & de Hoog 1999	
231	**91**	**6/2**	**r/02.07.2020/K/NN/50**	***Aureobasidium pullulans*** (de Bary & Löwenthal) G. Arnaud 1918	
232	**92**	**7/1**	**w/02.07.2020/K/NN/10**	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	
233	**93**	**7/2A**	**w/02.07.2020/K/NN/10**	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	
234	**94**	**7/2B**	**w/02.07.2020/K/NN/10**	***Moniliella spathulata*** (de Hoog) C.A. Rosa & Lachance 2009	
~~**235**~~	~~**95**~~	~~**12/2**~~	~~**w/02.07.2020/S/NN/50**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	
236	**96**	**14/1**	**r/02.07.2020/S/N/50**	***Kondoa malvinella*** (Fell & I.L. Hunter) Y. Yamada, Nakagawa & I. Banno 1989	
237	**97**	**17/1A**	**w/02.07.2020/S/N/b/10**	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	
238	**98**	**17/1B**	**w/02.07.2020/S/N/b/10**	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	
239	**99**	**18/1**	**w/02.07.2020/S/N/b/50**	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	
240	**100**	**21/1**	**w/02.07.2020/U/NN/10**	***Leucosporidium scottii*** Fell, Statzell, I.L. Hunter & Phaff 1970	
241	**101**	**29/1**	**r/02.07.2020/UO/N/10**	***Lipomyces lipofer*** (Den Dooren) Lodder & Kreger-van Rij 1952	
242	**102**	**2/2A**	**r/01.08.2020/T/NN/50**	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	**SIERPIEŃ (38)**
243	**103**	**2/2B**	**r/01.08.2020/T/NN/50**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
244	**104**	**4/1**	**w/01.08.2020/T/NN/50**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
245	**105**	**5/1B**	**r/01.08.2020/K/NN/10**	***Saccharomycodes ludwigii*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	
246	**106**	**5/1C**	**r/01.08.2020/K/NN/10**	***Moniliella spathulata*** (de Hoog) C.A. Rosa & Lachance 2009	
247	**107**	**6/2**	**r/01.08.2020/K/NN/50**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
248	**108**	**7/2**	**w/01.08.2020/K/NN/10**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
249	**109**	**8/1**	**w/01.08.2020/K/NN/50**	***Cryptococcus* sp.**	
250	**110**	**9/1A**	**r/01.08.2020/S/NN/10**	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	
251	**111**	**9/1B**	**r/01.08.2020/S/NN/10**	***Cryptococcus* sp.**	
252	**112**	**9/2A**	**r/01.08.2020/S/NN/10**	***Papiliotrema laurentii*** (Kuff.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
~~**253**~~	~~**113**~~	~~**9/2B**~~	~~**r/01.08.2020/S/NN/10**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	
254	**114**	**11/1A**	**w/01.08.2020/S/NN/10**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
255	**115**	**11/1B**	**w/01.08.2020/S/NN/10**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
256	**116**	**11/2**	**w/01.08.2020/S/NN/10**	***Oosporidium margaritiferum*** Stautz 1931	
257	**117**	**14/1**	**r/01.08.2020/S/N/50**	***Saccharomyces bayanus*** Sacc. 1895	
258	**118**	**16/1A**	**w/01.08.2020/S/N/50**	***Saccharomyces bayanus*** Sacc. 1895	
259	**119**	**16/1B**	**w/01.08.2020/S/N/50**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
260	**120**	**16/2A**	**w/01.08.2020/S/N/50**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
261	**121**	**16/2B**	**w/01.08.2020/S/N/50**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
262	**122**	**19/1**	**r/01.08.2020/U/NN/10**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
263	**123**	**19/2A**	**r/01.08.2020/U/NN/10**	***Dipodascus* sp.**	
264	**124**	**19/2B**	**r/01.08.2020/U/NN/10**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
265	**125**	**23/1**	**r/01.08.2020/UM/N/10**	***Saitozyma podzolica*** (Babeva & Reshetova) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
266	**126**	**24/2**	**r/01.08.2020/UM/N/50**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
267	**127**	**25/1**	**w/01.08.2020/UM/N/10**	***Wickerhamomyces anomalus*** (E.C. Hansen) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008 (anamorfa: *Candida pelliculosa*)	

268	**128**	**26/1A**	**w/01.08.2020/UM/N/50**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
269	**129**	**26/1B**	**w/01.08.2020/UM/N/50**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
270	**130**	**26/2A**	**w/01.08.2020/UM/N/50**	***Saitozyma podzolica*** (Babeva & Reshetova) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
271	**131**	**26/2B**	**w/01.08.2020/UM/N/50**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
272	**132**	**26/2C**	**w/01.08.2020/UM/N/50**	***Dothiora sorbi*** (Wahlenb.) Fuckel 1870	
273	**133**	**27/1A**	**w/01.08.2020/UM/N/b/10**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
274	**134**	**27/1B**	**w/01.08.2020/UM/N/b/10**	***Dipodascus* sp.**	
275	**135**	**27/2A**	**w/01.08.2020/UM/N/b/10**	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	
276	**136**	**27/2B**	**w/01.08.2020/UM/N/b/10**	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
~~**277**~~	~~**137**~~	~~**30/1**~~	~~**r/01.08.2020/UO/N/50**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	
278	**138**	**30/2**	**r/01.08.2020/UO/N/50**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
279	**139**	**31/2A**	**w/01.08.2020/UO/N/10**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
280	**140**	**31/2B**	**w/01.08.2020/UO/N/10**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
281	**141**	**35/2**	**r/01.08.2020/US/N/10**	***Nadsonia commutata*** Golubev 1973	
~~**282**~~	~~**142**~~	~~**1/2**~~	~~**r/06.09.2020/T/NN/10**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	**WRZESIEŃ (22)**
283	**143**	**3/2**	**w/06.09.2020/T/NN/10**	***Saccharomycodes ludwigii*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904 + ***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	
284	**144**	**7/2**	**w/06.09.2020/K/NN/10**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	
285	**145**	**9/1**	**r/06.09.2020/S/NN/10**	***Candida pseudolambica*** M.T. Sm. & Poot 1989	
286	**146**	**9/2A**	**r/06.09.2020/S/NN/10**	***Oosporidium margaritiferum*** Stautz 1931	
287	**147**	**9/2B**	**r/06.09.2020/S/NN/10**	***Candida pseudolambica*** M.T. Sm. & Poot 1989	
288	**148**	**10/2**	**r/06.09.2020/S/NN/50**	***Saccharomyces cerevisiae*** (Desm.) Meyen 1838	
289	**149**	**11/1**	**w/06.09.2020/S/NN/10**	***Papiliotrema laurentii*** (Kuff.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
290	**150**	**11/2**	**w/06.09.2020/S/NN/10**	***Saccharomyces cerevisiae*** (Desm.) Meyen 1838	
291	**151**	**12/1**	**w/06.09.2020/S/NN/50**	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	
~~**292**~~	~~**152**~~	~~**14/2**~~	~~**r/06.09.2020/S/N/50**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	
293	**153**	**15/1**	**w/06.09.2020/S/N/10**	***Sydowia polyspora*** (Bref. & Tavel) E. Müll. 1953	
294	**154**	**15/2**	**w/06.09.2020/S/N/10**	***Pichia membranifaciens*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	
295	**155**	**17/1**	**w/06.09.2020/S/N/b/10**	***Candida pseudolambica*** M.T. Sm. & Poot 1989	
296	**156**	**20/2**	**r/06.09.2020/U/NN/50**	***Candida pseudolambica*** M.T. Sm. & Poot 1989	
297	**157**	**22/1**	**w/06.09.2020/U/NN/50**	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
~~**298**~~	~~**158**~~	~~**23/1**~~	~~**r/06.09.2020/UM/N/10**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	
299	**159**	**23/2**	**r/06.09.2020/UM/N/10**	***Papiliotrema laurentii*** (Kuff.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
300	**160**	**25/1**	**w/06.09.2020/UM/N/10**	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	
301	**161**	**28/1**	**w/06.09.2020/UM/N/b/50**	***Pichia membranifaciens*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	
302	**162**	**30/1**	**r/06.09.2020/UO/N/50**	***Pichia membranifaciens*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	
303	**163**	**31/1A**	**w/06.09.2020/UO/N/10**	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	
304	**164**	**31/1B**	**w/06.09.2020/UO/N/10**	***Naganishia albida*** (Saito) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
305	**165**	**35/2**	**r/06.09.2020/US/N/10**	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	
306	**166**	**36/1**	**r/06.09.2020/US/N/50**	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	
~~**307**~~	~~**167**~~	~~**2/1**~~	~~**r/01.10.2020/T/NN/50**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	**PAŹDZIERNIK (12)**
~~**308**~~	~~**168**~~	~~**4/1**~~	~~**w/01.10.2020/T/NN/50**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	
309	**169**	**9/1A**	**r/01.10.2020/S/NN/10**	***Candida pseudolambica*** M.T. Sm. & Poot 1989	
310	**170**	**9/1B**	**r/01.10.2020/S/NN/10**	***Naganishia albida*** (Saito) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	
311	**171**	**9/2**	**r/01.10.2020/S/NN/10**	***Cryptococcus uniguttulatus*** (Wolfram & Zach) Phaff & Fell 1970	
~~**312**~~	~~**172**~~	~~**10/1**~~	~~**r/01.10.2020/S/NN/50**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**	
313	**173**	**11/2**	**w/01.10.2020/S/NN/10**	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	

314	**174**	**18/1A**	**w/01.10.2020/S/N/b/50**	***Komagataella pastoris*** (Guillierm.) Y. Yamada, M. Matsuda, K. Maeda & Mikata 1995
315	**175**	**18/1B**	**w/01.10.2020/S/N/b/50**	***Komagataella pastoris*** (Guillierm.) Y. Yamada, M. Matsuda, K. Maeda & Mikata 1995
~~**316**~~	~~**176**~~	~~**28/1**~~	~~**w/01.10.2020/UM/N/b/50**~~	**USUNIĘTY Z KOLEKCJI**
317	**177**	**29/1**	**r/01.10.2020/UO/N/10**	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015
318	**178**	**30/2**	**r/01.10.2020/UO/N/50**	***Papiliotrema laurentii*** (Kuff.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015
319	**179**	**31/1A**	**w/01.10.2020/UO/N/10**	***Bullera* sp.**
320	**180**	**31/1B**	**w/01.10.2020/UO/N/10**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984
321	**181**	**31/2**	**w/01.10.2020/UO/N/10**	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984
322	**182**	**37/2**	**w/01.10.2020/US/N/10**	***Pichia terricola*** Van der Walt 1957

jezioro Tyrsko
jezioro Kortowskie
jezioro Skanda
jezioro Ukiel

C.D – numeracja z podziałem na sezony
M – miesiąc
w/06.09.19/UM/N/b/10 – kod próby (r – rano; w – wieczór; K – plaża jezioro Kortowskie; S – plaża jezioro Skanda; T – plaża jezioro Tyrsko; U – plaża jezioro Ukiel; UM – plaża Miejska jezioro Ukiel, UO – plaża Omega jezioro Ukiel; US – plaża Słoneczna Polana jezioro Ukiel; N – plaża nadzorowana; NN – plaża nienadzorowana; b – boisko do siatkówki plażowej; 10 – głębokość 10 cm; 50 – głębokość 50 cm
„USUNIĘTY Z KOLEKCJI” – szczepy wykluczone z kolekcji z uwagi na kontaminację bakteriami, grzybami pleśniowymi lub roztoczami

Załącznik 8. Wykaz gatunków z uwzględnieniem poprzednich nazw
Attachment 8. List of species with previous names

LP.	AKTUALNA NAZWA NA PODSTAWIE INDEX FUNGORUM (NA DZIEŃ 28.11.2022)	DAWNA NAZWA NA PODSTAWIE INDEX FUNGORUM
1	***Aureobasidium pullulans*** (de Bary & Löwenthal) G. Arnaud 1918	-
2	***Ballistosporomyces xanthus*** Nakase, G. Okada & Sugiy. 1989	*Sporobolomyces xanthus*
3	***Barnettozyma californica*** (Lodder) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008	*Hansenula californica, Pichia saturnospora, Williopsis californica, Zygohansenula californica, Zygowilliopsis californica*
4	***Candida albicans*** (C.P. Robin) Berkhout 1923	-
5	***Candida glabrata*** (H.W. Anderson) S.A. Mey. & Yarrow 1978	-
6	***Candida pseudolambica*** M.T. Sm. & Poot 1989	-
7	***Citeromyces matritensis*** (Santa María) Santa María 1957 (anamorfa: *Candida globosa*)	*Hansenula matritensis*
8	***Clavispora lusitaniae*** Rodr. Mir. 1979 (anamorfa: *Candida lusitaniae*)	
9	***Cryptococcus amylolentus*** (Van der Walt, D.B. Scott & Klift) Golubev 1981	*Candida amylolenta, Vanrija amylolenta*
10	***Cryptococcus uniguttulatus*** (Wolfram & Zach) Phaff & Fell 1970	-
11	***Curvibasidium nothofagi*** (C. Ramírez & A.E. González) Haelew. & Aime 2021	*Rhodotorula nothofagi*
12	***Cutaneotrichosporon jirovecii*** (Frágner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	*Trichosporon jirovecii*
13	***Cutaneotrichosporon moniliiforme*** (E. Guého & M.T. Sm.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	*Trichosporon moniliiforme*
14	***Cyniclomyces guttulatus*** (C.P. Robin) Van der Walt & D.B. Scott 1971	*Cryptococcus guttulatus, Saccharomyces guttulatus, Saccharomycopsis guttulata*
15	***Debaryomyces hansenii*** (Zopf) Lodder & Kreger-van Rij 1984	-
16	***Dipodascus albidus*** Lagerh. 1892	-
17	***Dipodascus geotrichum*** (E.E. Butler & L.J. Petersen) Arx 1977	*Geotrichum candidum*
18	***Dothiora sorbi*** (Wahlenb.) Fuckel 1870	-
19	***Exophiala bergeri*** Haase & de Hoog 1999	-
20	***Exophiala castellanii*** Iwatsu, Nishim. & Miyaji 1984	*Exophiala jeanselmei* var. *castellanii*
21	***Exophiala jeanselmei*** (Langeron) McGinnis & A.A. Padhye 1977	-
22	***Hanseniaspora osmophila*** (Niehaus) Phaff, M.W. Mill. & Shifrine 1956	*Kloeckeraspora osmophila*
23	***Hyphopichia rhagii*** (Diddens & Lodder) L.R. Ribeiro, M. Groenew., N. Jacques, Casareg., Lachance & C.A. Rosa 2017	*Candida rhagii, Candida guilliermondii* var. *rhagii, Candida tropicalis* var. *rhagii*
24	***Komagataella pastoris*** (Guillierm.) Y. Yamada, M. Matsuda, K. Maeda & Mikata 1995	*Pichia pastoris, Saccharomyces pastoris, Zygosaccharomyces pastoris*
25	***Kondoa malvinella*** (Fell & I.L. Hunter) Y. Yamada, Nakagawa & I. Banno 1989	*Rhodosporidium malvinellum*
26	***Kregervanrija fluxuum*** (Phaff & E.P. Knapp) Kurtzman 2006 (anamorfa: *Candida vini*)	*Debaryomyces fluxorum, Pichia fluxuum*
27	***Lachancea thermotolerans*** (Filippov) Kurtzman 2003	*Kluyveromyces thermotolerans, Saccharomyces thermotolerans, Zygosaccharomyces thermotolerans*
28	***Leucosporidium scottii*** Fell, Statzell, I.L. Hunter & Phaff 1970	*Candida scottii, Vanrija scottii*
29	***Lipomyces lipofer*** (Den Dooren) Lodder & Kreger-van Rij 1952	-
30	***Lipomyces starkeyi*** Lodder & Kreger-van Rij 1952	-
31	***Lodderomyces elongisporus*** (Recca & Mrak) Van der Walt 1971	*Saccharomyces elongisporus*
32	***Metschnikowia pulcherrima*** Pitt & M.W. Mill. 1968 (anamorfa: *Candida pulcherrima*)	-
33	***Moniliella spathulata*** (de Hoog) C.A. Rosa & Lachance 2009	*Trichosporonoides spathulata*
34	***Mycogloea nipponica*** Bandoni 1998	-

35	***Nadsonia commutata*** Golubev 1973	-
36	***Nadsonia fulvescens* var. *elongata*** (Konok.) Golubev & M.T. Sm. 1989	*Nadsonia elongata*
37	***Naganishia albida*** (Saito) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	*Cryptococcus albidus, Rhodotorula albida, Torulopsis albida*
38	***Ogataea angusta*** (Teun., H.H. Hall & Wick.) S.O. Suh & J.J. Zhou 2010	*Pichia angusta, Hansenula angusta*
39	***Ogataea minuta*** (Wick.) Y. Yamada, K. Maeda & Mikata 1994	*Pichia minuta, Hansenula minuta*
40	***Oosporidium margaritiferum*** Stautz 1931	*Trichosporon margaritiferum*
41	***Papiliotrema laurentii*** (Kuff.) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	*Cryptococcus laurentii, Rhodotorula laurentii, Torulopsis laurentii*
42	***Papiliotrema pseudoalba*** (Nakase & M. Suzuki) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015)	*Bullera pseudoalba*
43	***Pichia fermentans*** Lodder 1932	-
44	***Pichia membranifaciens*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	-
45	***Pichia terricola*** Van der Walt 1957	*Saccharomyces terricola, Issatchenkia terricola*
46	***Rhodotorula babjevae*** (Golubev) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	*Rhodosporidium babjevae, Rhodotorula terrea*
47	***Rhodotorula diobovata*** (S.Y. Newell & I.L. Hunter) Q.M. Wang, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	*Rhodosporidium diobovatum*
48	***Saccharomyces bayanus*** Sacc. 1895	-
49	***Saccharomyces cerevisiae*** (Desm.) Meyen 1838	-
50	***Saccharomyces mikatae*** G.I. Naumov, S.A. James, E.S. Naumova, E.J. Louis & I.N. Roberts 2000	-
51	***Saccharomycodes ludwigii*** (E.C. Hansen) E.C. Hansen 1904	-
52	***Saccharomycopsis javanensis*** (Klöcker) Kurtzman & Robnett 1995	*Schizosaccharomyces javanensis, Schwanniomyces javanensis*
53	***Saitozyma podzolica*** (Babeva & Reshetova) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	*Cryptococcus podzolicus, Candida podzolica, Apiotrichum podzolicum*
54	***Schizosaccharomyces octosporus*** Beij. 1897	*Saccharomyces octosporus*
55	***Schizosaccharomyces pombe*** Lindner 1893	*Saccharomyces pombe*
56	***Schwanniomyces capriottii*** M. Suzuki & Kurtzman 2010	*Debaryomyces castellii, Pichia castellii, Torulaspora castellii*
57	***Schwanniomyces occidentalis*** Klöcker 1909	*Debaryomyces occidentalis*
58	***Schwanniomyces polymorphus*** (Klöcker) M. Suzuki & Kurtzman 2009	*Debaryomyces polymorphus, Pichia polymorpha, Torulaspora polymorpha*
59	***Schwanniomyces vanrijiae*** (Van der Walt & Tscheuschner) M. Suzuki & Kurtzman 2010	*Debaryomyces vanrijiae, Pichia vanrijiae, Torulaspora vanrijiae*
60	***Solicoccozyma aeria*** (Saito) Yurkov 2015	*Cryptococcus aerius, Cryptococcus albidus* var. *aerius, Torulopsis aeria*
61	***Sydowia polyspora*** (Bref. & Tavel) E. Müll. 1953	-
62	***Tausonia pullulans*** (Lindner) Xin Zhan Liu, F.Y. Bai, M. Groenew. & Boekhout 2015	*Trichosporon pullulans, Monilia pullulans,*
63	***Thelebolus globosus*** Brumm. & de Hoog 2005	-
64	***Torulaspora globosa*** (Klöcker) Van der Walt & Johannsen 1975	*Debaryomyces globosus*
65	***Vanderwaltozyma polyspora*** (Van der Walt) Kurtzman 2003	*Kluyveromyces polysporus, Saccharomyces polysporus*
66	***Vanrija humicola*** (Dasz.) R.T. Moore 1980	*Apiotrichum humicola, Candida humicola, Cryptococcus humicola, Candida suaveolens*
67	***Wickerhamomyces anomalus*** (E.C. Hansen) Kurtzman, Robnett & Bas.-Powers 2008 (anamorfa: *Candida pelliculosa*)	*Hansenula anomala, Pichia anomala, Candida pelliculosa*
68	***Bullera* sp.**	-
69	***Cryptococcus* sp.**	-
70	***Dipodascus* sp.**	-
71	***Kluyveromyces* sp.**	-
72	***Lipomyces sp*.**	-

Załącznik 9. Wniosek o udostępnienie danych w zakresie użytkowania plaż nadzorowanych przez Ośrodek Sportu i Rekreacji w Olsztynie
Attachment 9. Application for access to data on the use of beaches supervised by the Sports and Recreation Center in Olsztyn

UNIWERSYTET WARMIŃSKO-MAZURSKI
W OLSZTYNIE
WYDZIAŁ BIOLOGII I BIOTECHNOLOGII
Katedra Mikrobiologii i Mykologii
10-719 Olsztyn, ul. M. Oczapowskiego 1A
tel./fax 89 523 42 95

Olsztyn, 11.01.2021 r.

Sz. Pan

Jerzy Litwiński

Dyrektor Ośródka Sportu i Rekreacji w Olsztynie

ul. Żołnierska 13A,

10-558 Olsztyn

WNIOSEK

o udostępnienie danych w zakresie użytkowania plaż nadzorowanych przez Ośrodek Sportu i Rekreacji w Olsztynie

W związku z badaniami podjętymi przez doktoranta Wydziału Biologii i Biotechnologii, mgr. Tomasza Bałabańskiego, zwracam się z prośbą o udostępnienie danych dotyczących przepływu ludności w obrębie następujących plaż nadzorowanych: Kąpielisko SKANDA (akwen Jeziora Skanda) i Kąpielisko PLAŻA MIEJSKA (akwen Jeziora Ukiel) w niżej wymienionym zakresie:

- Szacowana dobowa liczba użytkowników w sezonach 2019 i 2020
- Szacowana miesięczna liczba użytkowników w sezonach 2019 i 2020
- Szacowana roczna liczba użytkowników 2019 i 2020
- Czy prowadzona jest wymiana lub uzupełnianie piasku? Jeśli tak to jaka jest częstotliwość wymiany lub uzupełniania piasku?
- Parametry piasku: typ piasku, gęstość i wielkość ziaren, certyfikaty itd.
- Oficjalne imprezy sportowe i artystyczne wraz z terminarzem i szacowaną liczbą uczestników, które odbyły się na terenie plaż w sezonie 2019 i 2020

Udostępnienie wyżej wymienionych danych umożliwi doktorantowi opracowanie i analizę wyników badań w ramach realizacji pracy doktorskiej pt. „Grzyby chorobotwórcze i potencjalnie chorobotwórcze dla człowieka izolowane z plaż piaszczystych użytkowanych rekreacyjnie", której celem będzie opracowanie procedury związanej z utrzymaniem czystości mikrobiologicznej plaż.

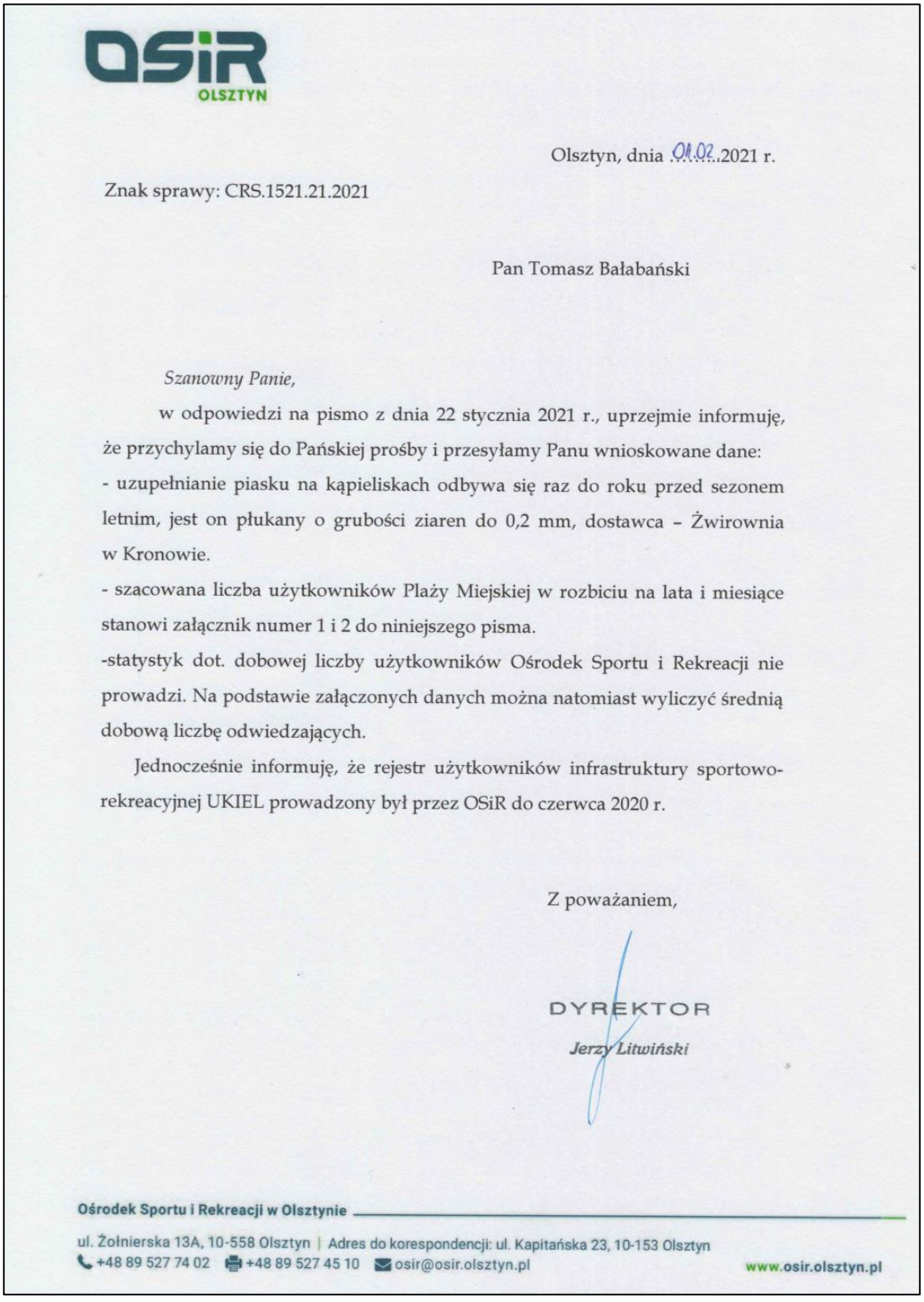
Jednocześnie pragnę wyrazić podziękowanie za umożliwienie pobrania prób piasku do badań i dotychczasową współpracę z nadzieją na dalszą wymianę doświadczeń.

KIEROWNIK KATEDRY
prof. dr hab. Aleksander Świątecki

Z wyrazami szacunku,

Anna Biedunkiewicz

Załącznik 10. Zgoda Dyrektora na udostępnienie danych w zakresie użytkowania plaż nadzorowanych przez Ośrodek Sportu i Rekreacji w Olsztynie
Attachment 10. Director's consent for access to data on the use of beaches supervised by the Sports and Recreation Center in Olsztyn



OSiR OLSZTYN

Olsztyn, dnia 01.02.2021 r.

Znak sprawy: CRS.1521.21.2021

Pan Tomasz Bałabański

Szanowny Panie,

w odpowiedzi na pismo z dnia 22 stycznia 2021 r., uprzejmie informuję, że przychylamy się do Pańskiej prośby i przesyłamy Panu wnioskowane dane:

- uzupełnianie piasku na kąpieliskach odbywa się raz do roku przed sezonem letnim, jest on płukany o grubości ziaren do 0,2 mm, dostawca – Żwirownia w Kronowie.
- szacowana liczba użytkowników Plaży Miejskiej w rozbiciu na lata i miesiące stanowi załącznik numer 1 i 2 do niniejszego pisma.
-statystyk dot. dobowej liczby użytkowników Ośrodek Sportu i Rekreacji nie prowadzi. Na podstawie załączonych danych można natomiast wyliczyć średnią dobową liczbę odwiedzających.

Jednocześnie informuję, że rejestr użytkowników infrastruktury sportowo-rekreacyjnej UKIEL prowadzony był przez OSiR do czerwca 2020 r.

Z poważaniem,

DYREKTOR
Jerzy Litwiński

Ośrodek Sportu i Rekreacji w Olsztynie
ul. Żołnierska 13A, 10-558 Olsztyn | Adres do korespondencji: ul. Kapitańska 23, 10-153 Olsztyn
+48 89 527 74 02 +48 89 527 45 10 osir@osir.olsztyn.pl www.osir.olsztyn.pl

Załącznik 11. Szacowana liczba użytkowników kompleksu rekreacyjnego „Ukiel” w ciągu roku – dane Ośrodka Sportu i Rekreacji w Olsztynie
Attachment 11. Estimated number of users of the „Ukiel” recreational complex during the year - data of the Sports and Recreation Center in Olsztyn

MIESIĄC	2019		2020	
	SUMA WEJŚĆ	SUMA WYJŚĆ	SUMA WEJŚĆ	SUMA WYJŚĆ
STYCZEŃ	32751	29601	14557	13889
LUTY	64786	84381	4015	3385
MARZEC	124985	133036	3458	3094
KWIECIEŃ	106946	126388	1562	1918
MAJ	142397	132035	8416	9846
CZERWIEC	110436	108515	4343	5640
LIPIEC	174234	160329	NADZORCA NIE PROWADZIŁ REJESTRU Z UWAGI NA PANDEMIĘ COVID-19	
SIERPIEŃ	72885	72431		
WRZESIEŃ	53825	57711		
PAŹDZIERNIK	24177	27222		
LISTOPAD	12461	13223		
GRUDZIEŃ	10828	11499		
SUMA	**930711**	**956371**	**36351**	**37772**

Załącznik 12. Kalendarz imprez sportowych i rekreacyjnych organizowanych przez Ośrodek Sportu i Rekreacji w Olsztynie w latach 2019-2020
Attachment 12. Calendar of sports and recreational events organized by the Sports and Recreation Center in Olsztyn in 2019-2020

OSiR OLSZTYN

Kalendarz imprez sportowych i rekreacyjnych organizowanych przez Ośrodek Sportu i Rekreacji w Olsztynie w 2019 i 2020 roku w CRS Ukiel

L.p. 2019	Nazwa imprezy	Termin imprezy
1.	Majówka nad Ukielem 2019	1-5.05
2.	Puchar Europy w Triathlonie	18.05
3.	Elemental Triathlon Olsztyn	19.05
4.	Turniej Tenisa Plażowego – ITF Beach Tennis	15-16.06
5.	I Turniej siatkówki plażowej	29-30.06
6.	Maraton rowerowy – Mazovia MTB Marathon	28.07
7.	Mistrzostwa Olsztyna w pływaniu długodystansowym na wodach otwartych	03.08
8.	II Turniej siatkówki plażowej	24-25.08
9.	IV Ukiel Olsztyn Półmaraton	15.09

A w 2020 roku, ze względu na ograniczenia wynikające z pandemii COVID-19 udało się nam zorganizować tylko część imprez w CRS Ukiel: Ośrodek Sportu i Rekreacji w Olsztynie organizował i współorganizował Puchar Europy w Triathlonie, cykl Regat Żeglarskich Olsztyn Żegluje, Festiwal Pływania Na Wodach Otwartych/Mistrzostwa Polski w Pływaniu Długodystansowym Na Wodach Otwartych, Maraton Zumby, Olsztyn Green Festiwal Plażówka oraz Główne Mistrzostwa Polski w Pływaniu.

Ośrodek Sportu i Rekreacji w Olsztynie
ul. Żołnierska 13A, 10-558 Olsztyn | Adres do korespondencji: ul. Kapitańska 23, 10-153 Olsztyn
+48 89 527 74 02 +48 89 527 45 10 osir@osir.olsztyn.pl www.osir.olsztyn.pl

Załącznik 13. Szacowana liczba użytkowników nadzorowanej plaży nad jeziorem Skanda – dane Ośrodka Sportu i Rekreacji w Olsztynie

Attachment 13. Estimated number of users of the supervised beach on Lake Skanda - data from the Sports and Recreation Center in Olsztyn

Kąpielisko Skanda

1.

	Dobowe	Miesięczne	Roczne
	od pn. do czw./pt.-ndz.		
2019	ok. 150 osób/500 osób	Czerwiec- 3600 osób	25200 osób
		Lipiec- 9300 osób	
		Sierpień- 10200 osób	
		Wrzesień- 2100 osób	
2020	ok. 150 osób/500 osób	Czerwiec- 3300 osób	24450 osób
		Lipiec- 10200 osób	
		Sierpień- 9000 osób	
		Wrzesień- 1950 osób	

2. Wymianę piasku wykonuje się raz w roku, na początku sezonu letniego. Piasek płukany 0,2.

4. Na obiekcie nie odbywały się imprezy artystyczne i sportowe. Z obiektu przez cały rok korzystają amatorsko osoby, które uprawiają morsowanie.

Załącznik 14. Liczebność wyizolowanych drożdży
Attachment 14. The number of isolated yeasts

SEZON 2018 - 2019 (129)									
NR SZCZEPU	C.D	KOD SZCZEPU	LICZBA KOLONII JEDNAKOWYCH MORFOLOGICZNIE	GŁĘBOKOŚĆ (CM)	LICZBA DROŻDŻY (JTK/CM^3)	ŚREDNIA LICZBA ROŻDŻY NA GŁĘBOKOŚCI 10 CM Z PLAŻ I BOISK DANEGO JEZIORA (JTK/CM^3)	ŚREDNIA LICZBA ROŻDŻY NA GŁĘBOKOŚCI 50 CM Z PLAŻ I BOISK DANEGO JEZIORA (JTK/CM^3)	ŚREDNIA LICZBA ROŻDŻY Z OBU GŁĘBOKOŚCI PLAŻ I BOISK DANEGO JEZIORA (JTK/CM^3)	M
1	1	r/04.04.19/T/NN/10	1	10	1.00E+02	1.00E+02	0.00E+00	5.00E+01	KWIECIEŃ (28)
2	2	w/04.04.19/T/NN/10	1	10	1.00E+02				
3	3	r/04.04.19/K/NN/10	1	10	1.00E+02	1.60E+02	0.00E+00	8.00E+01	
4	4	r/04.04.19/K/NN/10	2	10	2.00E+02				
5	5	r/04.04.19/K/NN/10	2	10	2.00E+02				
6	6	w/04.04.19/K/NN/10	2	10	2.00E+02				
7	7	w/04.04.19/K/NN/10	1	10	1.00E+02				
8	8	r/04.04.19/S/NN/10	1	10	1.00E+02	1.00E+02	1.66E+02	1.33E+02	
9	9	r/04.04.19/S/N/10	1	10	1.00E+02				
10	10	r/04.04.19/S/N/50	2	50	2.00E+02				
11	11	r/04.04.19/S/N/50	1	50	1.00E+02				
12	12	w/04.04.19/S/N/10	1	10	1.00E+02				
13	13	w/04.04.19/S/N/50	2	50	2.00E+02				
14	14	r/04.04.19/U/NN/10	1	10	1.00E+02	1.27E+02	1.75E+02	1.51E+02	
15	15	w/04.04.19/U/NN/50	1	50	1.00E+02				
16	16	r/04.04.19/UM/N/10	1	10	1.00E+02				
17	17	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							
18	18	w/04.04.19/UM/N/b/50	1	50	1.00E+02				
19	19	r/04.04.19/UO/N/10	1	10	1.00E+02				
20	20	w/04.04.10/UO/N/50	1	50	1.00E+02				
21	21	w/04.04.19/UO/N/b/10	1	10	1.00E+02				
22	22	w/04.04.19/UO/N/b/10	1	10	1.00E+02				
23	23	r/04.04.19/US/N/10	4	10	4.00E+02				
24	24	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							
25	25	w/04.04.19/US/N/10	1	10	1.00E+02				
26	26	w/04.04.19/US/N/10	1	10	1.00E+02				
27	27	w/04.04.19/US/N/10	1	10	1.00E+02				
28	28	w/04.04.19/US/N/50	4	50	4.00E+02				
29	29	w/04.04.19/US/N/b/10	1	10	1.00E+02				
30	30	w/04.04.19/US/N/b/10	1	10	1.00E+02				
31	31	r/01.05.19/T/NN/10	2	10	2.00E+02	2.00E+02	1.00E+02	1.50E+02	MAJ (13)
32	32	r/01.05.19/T/NN/50	1	50	1.00E+02				
33	33	r/01.05.19/K/NN/10	1	10	1.00E+02	1.00E+02	0.00E+00	5.00E+01	
34	34	r/01.05.19/K/NN/10	1	10	1.00E+02				
35	35	r/01.05.19/S/NN/10	3	10	3.00E+02	2.33E+02	0.00E+00	1.17E+02	
36	36	r/01.05.19/S/NN/10	2	10	2.00E+02				
37	37	r/01.05.19/S/NN/10	5	10	5.00E+02				
38	38	r/01.05.19/S/NN/10	2	10	2.00E+02				
39	39	r/01.05.19/S/NN/10	1	10	1.00E+02				
40	40	w/01.05.19/S/NN/10	1	10	1.00E+02				
41	41	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							

42	42	w/01.05.19/UM/N/b/10	10	10	1.00E+03	5.50E+02	1.00E+02	3.25E+02	
43	43	w/01.05.19/UM/N/b/50	1	50	1.00E+02				
44	44	w/01.05.19/UO/N/10	1	10	1.00E+02				
45	45	w/03.06.19/T/NN/10	1	10	1.00E+02	1.00E+02	0.00E+00	5.00E+01	CZERWIEC (40)
46	46	r/03.06.19/K/NN/10	3	10	3.00E+02	4.75E+02	1.00E+03	7.38E+02	
47	47	r/03.06.19/K/NN/10	2	10	2.00E+02				
48	48	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							
49	49	r/03.06.19/K/NN/50	18	50	1.80E+03				
50	50	r/03.06.19/K/NN/50	11	50	1.10E+03				
51	51	w/03.06.19/K/NN/10	5	10	5.00E+02				
52	52	w/03.06.19/K/NN/10	9	10	9.00E+02				
53	53	w/03.06.19/K/NN/50	1	50	1.00E+02				
54	54	r/03.06.19/S/NN/50	11	50	1.10E+03	0.00E+00	5.20E+02	2.60E+02	
55	55	r/03.06.19/S/NN/50	2	50	2.00E+02				
56	56	r/03.06.19/S/NN/50	1	50	1.00E+02				
57	57	w/03.06.19/S/N/50	1	50	1.00E+02				
58	58	w/03.06.19/S/N/b/50	11	50	1.10E+03				
59	59	r/03.06.19/U/NN/10	1	10	1.00E+02	1.33E+02	1.37E+03	7.50E+02	
60	60	r/03.06.19/U/NN/50	23	50	2.30E+03				
61	61	r/03.06.19/U/NN/50	5	50	5.00E+02				
62	62	w/03.06.19/UO/N/10	2	10	2.00E+02				
63	63	w/03.06.19/US/N/10	1	10	1.00E+02				
64	64	w/03.06.19/US/N/50	13	50	1.30E+03				
65	65	r/01.07.19/K/NN/10	4	10	4.00E+02	7.00E+02	5.20E+03	2.95E+03	LIPIEC (21)
66	66	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							
67	67	r/01.07.19/K/NN/50	52	50	5.20E+03				
68	68	w/01.07.19/K/NN/10	9	10	9.00E+02				
69	69	w/01.07.19/K/NN/10	7	10	7.00E+02				
70	70	w/01.07.19/K/NN/10	8	10	8.00E+02				
71	71	r/01.07.19/S/NN/10	1	10	1.00E+02	1.87E+04	1.50E+02	9.44E+03	
72	72	r/01.07.19/S/NN/10	5	10	5.00E+02				
73	73	w/01.07.19/S/NN/10	484	10	4.84E+04				
74	74	w/01.07.19/S/NN/10	15	10	1.50E+03				
75	75	w/01.07.19/S/NN/10	431	10	4.31E+04				
76	76	w/01.07.19/S/N/50	1	50	1.00E+02				
77	77	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							
78	78	w/01.07.19/S/N/b/50	2	50	2.00E+02				
79	79	r/01.07.19/U/NN/10	3	10	3.00E+02	2.78E+02	0.00E+00	1.39E+02	
80	80	r/01.07.19/U/NN/10	1	10	1.00E+02				
81	81	r/01.07.19/U/NN/10	1	10	1.00E+02				
82	82	r/01.07.19/UO/N/10	6	10	6.00E+02				
83	83	r/01.07.19/UO/N/10	1	10	1.00E+02				
84	84	r/01.07.19/UO/N/10	1	10	1.00E+02				
85	85	w/01.07.19/UO/N/10	6	10	6.00E+02				
86	86	w/01.07.19/UO/N/10	5	10	5.00E+02				
87	87	w/01.07.19/UO/N/b/10	1	10	1.00E+02				
88	88	r/04.08.19/T/NN/10	1	10	1.00E+02	1.00E+02	1.00E+02	1.00E+02	SIERPIEŃ (14)
89	89	w/04.08.19/T/NN/50	1	50	1.00E+02				
90	90	r/04.08.19/K/NN/10	1	10	1.00E+02	1.00E+02	0.00E+00	5.00E+01	
91	91	w/04.08.19/K/NN/10	1	10	1.00E+02				
92	92	w/04.08.19/S/NN/10	2	10	2.00E+02	1.50E+02	2.00E+02	1.75E+02	
93	93	w/04.08.19/S/NN/50	1	10	1.00E+02				
94	94	w/04.08.19/S/N/b/50	2	50	2.00E+02				

95	95	w/04.08.19/U/NN/50	4	50	4.00E+02	1.03E+03	4.33E+02	7.29E+02	
96	96	r/04.08.19/UM/N/50	1	50	1.00E+02				
97	97	w/04.08.19/UM/N/50	8	50	8.00E+02				
98	98	w/04.08.19/UO/N/10	2	10	2.00E+02				
99	99	w/04.08.19/UO/N/b/10	1	10	1.00E+02				
100	100	r/04.08.19/US/N/10	3	10	3.00E+02				
101	101	w/04.08.19/US/N/b/10	35	10	3.50E+03				
102	102	r/06.09.19/T/NN/10	1	10	1.00E+02	1.00E+02	0.00E+00	5.00E+01	WRZESIEŃ (17)
103	103	USUNIĘTY Z KOLEKCJI				1.00E+02	1.50E+02	1.25E+02	
104	104	r/06.09.19/K/NN/10	1	10	1.00E+02				
105	105	r/06.09.19/K/NN/50	1	50	1.00E+02				
106	106	r/06.09.19/K/NN/50	3	50	3.00E+02				
107	107	r/06.09.19/K/NN/50	1	50	1.00E+02				
108	108	w/06.09.19/K/NN/10	1	10	1.00E+02				
109	109	w/06.09.19/K/NN/10	1	10	1.00E+02				
110	110	w/06.09.19/K/NN/50	1	50	1.00E+02				
111	111	r/06.09.19/S/NN/10	1	10	1.00E+02	1.71E+02	0.00E+00	8.57E+01	
112	112	r/06.09.19/S/NN/10	5	10	5.00E+02				
113	113	r/06.09.19/S/NN/10	1	10	1.00E+02				
114	114	r/06.09.19/S/NN/10	1	10	1.00E+02				
115	115	w/06.09.19/S/NN/10	2	10	2.00E+02				
116	116	r/06.09.19/S/N/10	1	10	1.00E+02				
117	117	w/06.09.19/S/N/b/10	1	10	1.00E+02				
118	118	USUNIĘTY Z KOLEKCJI				1.00E+02	0.00E+00	5.00E+01	
119	119	r/06.09.19/UM/N/10	1	10	1.00E+02				
120	120	w/06.09.19/UM/N/b/10	1	10	1.00E+02				
121	121	r/02.10.19/T/NN/10	1	10	1.00E+02	1.67E+02	0.00E+00	8.33E+01	PAŹDZIERNIK (17)
122	122	r/02.10.19/T/NN/10	3	10	3.00E+02				
123	123	r/02.10.19/T/NN/10	1	10	1.00E+02				
124	124	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							
125	125	r/02.10.19/K/NN/50	1	50	1.00E+02	1.67E+02	1.00E+02	1.33E+02	
126	126	w/02.10.19/K/NN/10	2	10	2.00E+02				
127	127	w/02.10.19/K/NN/10	1	10	1.00E+02				
128	128	w/02.10.19/K/NN/10	2	10	2.00E+02				
129	129	w/02.10.19/K/NN/50	1	50	1.00E+02				
130	130	r/02.10.19/S/NN/10	1	10	1.00E+02	1.40E+02	2.00E+02	1.70E+02	
131	131	r/02.10.19/S/NN/10	1	10	1.00E+02				
132	132	r/02.10.19/S/NN/10	2	10	2.00E+02				
133	133	w/02.10.19/S/NN/10	1	10	1.00E+02				
134	134	w/02.10.19/S/NN/10	2	10	2.00E+02				
135	135	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							
136	136	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							
137	137	w/02.10.19/S/NN/50	1	50	1.00E+02				
138	138	w/02.10.19/S/N/b/50	1	50	1.00E+02				
139	139	w/02.10.19/S/N/b/50	4	50	4.00E+02				
140	140	r/02.10.19/UM/N/10	1	10	1.00E+02	1.00E+02	0.00E+00	5.00E+01	
SEZON 2019 - 2020 (169)									
141	1	r/05.04.2020/K/NN/10	2	10	2.00E+02	1.33E+02	1.20E+02	1.27E+02	KWIECIEŃ (26)
142	2	r/05.04.2020/K/NN/10	1	10	1.00E+02				
143	3	r/05.04.2020/K/NN/50	2	50	2.00E+02				
144	4	r/05.04.2020/K/NN/50	1	50	1.00E+02				
145	5	r/05.04.2020/K/NN/50	1	50	1.00E+02				
146	6	r/05.04.2020/K/NN/50	1	50	1.00E+02				

147	7	r/05.04.2020/K/NN/50	1	50	1.00E+02				
148	8	w/05.04.2020/K/NN/10	1	10	1.00E+02				
149	9	r/05.04.2020/S/NN/10	1	10	1.00E+02				
150	10	r/05.04.2020/S/NN/10	1	10	1.00E+02				
151	11	r/05.04.2020/S/NN/50	1	50	1.00E+02				
152	12	w/05.04.2020/S/NN/10	1	10	1.00E+02				
153	13	w/05.04.2020/S/NN/10	2	10	2.00E+02				
154	14	w/05.04.2020/S/NN/10	19	10	1.90E+03				
155	15	w/05.04.2020/S/NN/10	1	10	1.00E+02	4.14E+02	1.00E+02	2.57E+02	
156	16	w/05.04.2020/S/NN/10	4	10	4.00E+02				
157	17	r/05.04.2020/S/N/50	1	50	1.00E+02				
158	18	r/05.04.2020/S/N/50	1	50	1.00E+02				
159	19	r/05.04.2020/S/N/50	1	50	1.00E+02				
160	20	w/05.04.2020/S/N/50	1	50	1.00E+02				
161	21	w/05.04.2020/S/N/b/50	1	50	1.00E+02				
162	22	r/05.04.2020/U/NN/10	1	10	1.00E+02				
163	23	w/05.04.2020/UO/N/b/50	1	50	1.00E+02				
164	24	w/05.04.2020/UO/N/b/50	1	50	1.00E+02	1.00E+02	1.00E+02	1.00E+02	
165	25	r/05.04.2020/US/N/10	1	10	1.00E+02				
166	26	r/05.04.2020/US/N/50	1	50	1.00E+02				
167	27	r/05.05.2020/T/NN/50	1	50	1.00E+02	0.00E+00	1.00E+02	5.00E+01	
168	28	r/05.05.2020/K/NN/50	2	50	2.00E+02				
169	29	r/05.05.2020/K/NN/50	1	50	1.00E+02				
170	30	w/05.05.2020/K/NN/10	1	10	1.00E+02	1.00E+02	1.25E+02	1.13E+02	
171	31	w/05.05.2020/K/NN/50	1	50	1.00E+02				
172	32	w/05.05.2020/K/NN/50	1	50	1.00E+02				
173	33	r/05.05.2020/S/NN/10	7	10	7.00E+02				
174	34	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							
175	35	r/05.05.2020/S/N/10	1	10	1.00E+02				
176	36	r/05.05.2020/S/N/10	1	10	1.00E+02				
177	37	r/05.05.2020/S/N/50	1	50	1.00E+02				
178	38	w/05.05.2020/S/N/10	2	10	2.00E+02	1.25E+02	1.00E+02	1.13E+02	
179	39	w/05.05.2020/S/N/50	1	50	1.00E+02				
180	40	w/05.04.2020/S/N/b/10	1	10	1.00E+02				
181	41	w/05.04.2020/S/N/b/50	1	50	1.00E+02				
182	42	w/05.04.2020/S/N/b/50	1	50	1.00E+02				
183	43	r/05.05.2020/UM/N/10	1	10	1.00E+02				
184	44	r/05.05.2020/UM/N/50	1	50	1.00E+02				
185	45	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							
186	46	r/05.05.2020/UM/N/50	1	50	1.00E+02				
187	47	r/05.05.2020/UM/N/50	1	50	1.00E+02				
188	48	w/05.05.2020/UO/N/10	1	10	1.00E+02	1.40E+02	2.40E+02	1.90E+02	
189	49	w/05.05.2020/UO/N/10	1	10	1.00E+02				
190	50	w/05.05.2020/UO/N/10	1	10	1.00E+02				
191	51	w/05.04.2020/UO/N/b/50	2	50	2.00E+02				
192	52	r/05.05.2020/US/N/10	3	10	3.00E+02				
193	53	w/05.05.2020/US/N/50	7	50	7.00E+02				
194	54	r/02.06.2020/T/NN/10	1	10	1.00E+02				
195	55	r/02.06.2020/T/NN/10	1	10	1.00E+02				
196	56	r/02.06.2020/T/NN/10	1	10	1.00E+02	1.00E+02	1.00E+02	1.00E+02	
197	57	r/02.06.2020/T/NN/50	1	50	1.00E+02				
198	58	r/02.06.2020/K/NN/10	2	10	2.00E+02				
199	59	r/02.06.2020/K/NN/10	1	10	1.00E+02	1.40E+02	1.00E+02	1.20E+02	

MAJ (25)

CZERWIEC (30)

200	60	r/02.06.2020/K/NN/10	1	10	1.00E+02				
201	61	w/02.06.2020/K/NN/10	2	10	2.00E+02				
202	62	w/02.06.2020/K/NN/10	1	10	1.00E+02				
203	63	w/02.06.2020/K/NN/50	1	50	1.00E+02				
204	64	w/02.06.2020/K/NN/50	1	50	1.00E+02				
205	65	r/02.06.2020/S/NN/10	2	10	2.00E+02	1.57E+02	1.00E+02	1.29E+02	
206	66	r/02.06.2020/S/NN/10	1	10	1.00E+02				
207	67	r/02.06.2020/S/NN/10	1	10	1.00E+02				
208	68	w/02.06.2020/S/NN/10	2	10	2.00E+02				
209	69	w/02.06.2020/S/NN/10	1	10	1.00E+02				
210	70	r/02.06.2020/S/N/10	1	10	1.00E+02				
211	71	r/02.06.2020/S/N/50	1	50	1.00E+02				
212	72	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							
213	73	w/02.06.2020/S/N/b/10	3	10	3.00E+02				
214	74	w/02.06.2020/S/N/b/50	1	50	1.00E+02				
215	75	w/02.06.2020/S/N/b/50	1	50	1.00E+02				
216	76	r/02.06.2020/U/NN/10	1	10	1.00E+02	1.50E+02	1.00E+02	1.25E+02	
217	77	r/02.06.2020/UM/N/10	2	10	2.00E+02				
218	78	w/02.06.2020/UM/N/10	2	10	2.00E+02				
219	79	w/02.06.2020/UM/N/10	2	10	2.00E+02				
220	80	w/02.06.2020/UM/N/10	1	10	1.00E+02				
221	81	w/02.06.2020/UO/N/10	1	10	1.00E+02				
222	82	w/02.06.2020/UO/N/10	1	10	1.00E+02				
223	83	w/02.06.2020/UO/N/b/10	2	10	2.00E+02				
224	84	r/02.06.2020/US/N/50	1	50	1.00E+02				
225	85	r/02.07.2020/T/NN/10	3	10	3.00E+02	2.33E+02	6.33E+02	4.33E+02	LIPIEC (16)
226	86	r/02.07.2020/T/NN/10	2	10	2.00E+02				
227	87	r/02.07.2020/T/NN/50	16	50	1.60E+03				
228	88	r/02.07.2020/T/NN/50	2	50	2.00E+02				
229	89	w/02.07.2020/T/NN/10	2	10	2.00E+02				
230	90	w/02.07.2020/T/NN/50	1	50	1.00E+02				
231	91	r/02.07.2020/K/NN/50	3	50	3.00E+02	1.33E+02	3.00E+02	2.17E+02	
232	92	w/02.07.2020/K/NN/10	2	10	2.00E+02				
233	93	w/02.07.2020/K/NN/10	1	10	1.00E+02				
234	94	w/02.07.2020/K/NN/10	1	10	1.00E+02				
235	95	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							
236	96	r/02.07.2020/S/N/50	1	50	1.00E+02	2.00E+02	1.00E+02	1.50E+02	
237	97	w/02.07.2020/S/N/b/10	1	10	1.00E+02				
238	98	w/02.07.2020/S/N/b/10	3	10	3.00E+02				
239	99	w/02.07.2020/S/N/b/50	1	50	1.00E+02				
240	100	w/02.07.2020/U/NN/10	1	10	1.00E+02	1.00E+02	0.00E+00	5.00E+01	
241	101	r/02.07.2020/UO/N/10	1	10	1.00E+02				
242	102	r/01.08.2020/T/NN/50	1	50	1.00E+02	0.00E+00	1.60E+03	8.00E+02	SIERPIEŃ (38)
243	103	r/01.08.2020/T/NN/50	43	50	4.30E+03				
244	104	w/01.08.2020/T/NN/50	4	50	4.00E+02				
245	105	r/01.08.2020/K/NN/10	1	10	1.00E+02	2.53E+03	6.00E+02	1.57E+03	
246	106	r/01.08.2020/K/NN/10	69	10	6.90E+03				
247	107	r/01.08.2020/K/NN/50	10	50	1.00E+03				
248	108	w/01.08.2020/K/NN/10	6	10	6.00E+02				
249	109	w/01.08.2020/K/NN/50	2	50	2.00E+02				
250	110	r/01.08.2020/S/NN/10	1	10	1.00E+02	9.33E+02	2.92E+03	1.93E+03	
251	111	r/01.08.2020/S/NN/10	1	10	1.00E+02				
252	112	r/01.08.2020/S/NN/10	1	10	1.00E+02				

253	113	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							
254	114	w/01.08.2020/S/NN/10	41	10	4.10E+03				
255	115	w/01.08.2020/S/NN/10	11	10	1.10E+03				
256	116	w/01.08.2020/S/NN/10	1	10	1.00E+02				
257	117	r/01.08.2020/S/N/50	12	50	1.20E+03				
258	118	w/01.08.2020/S/N/50	16	50	1.60E+03				
259	119	w/01.08.2020/S/N/50	63	50	6.30E+03				
260	120	w/01.08.2020/S/N/50	3	50	3.00E+02				
261	121	w/01.08.2020/S/N/50	52	50	5.20E+03				
262	122	r/01.08.2020/U/NN/10	1	10	1.00E+02	1.11E+03	6.71E+02	8.91E+02	
263	123	r/01.08.2020/U/NN/10	1	10	1.00E+02				
264	124	r/01.08.2020/U/NN/10	2	10	2.00E+02				
265	125	r/01.08.2020/UM/N/10	1	10	1.00E+02				
266	126	r/01.08.2020/UM/N/50	1	50	1.00E+02				
267	127	w/01.08.2020/UM/N/10	1	10	1.00E+02				
268	128	w/01.08.2020/UM/N/50	33	50	3.30E+03				
269	129	w/01.08.2020/UM/N/50	7	50	7.00E+02				
270	130	w/01.08.2020/UM/N/50	3	50	3.00E+02				
271	131	w/01.08.2020/UM/N/50	1	50	1.00E+02				
272	132	w/01.08.2020/UM/N/50	1	50	1.00E+02				
273	133	w/01.08.2020/UM/N/b/10	20	10	2.00E+03				
274	134	w/01.08.2020/UM/N/b/10	9	10	9.00E+02				
275	135	w/01.08.2020/UM/N/b/10	73	10	7.20E+03				
276	136	w/01.08.2020/UM/N/b/10	12	10	1.20E+03				
277	137	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							
278	138	r/01.08.2020/UO/N/50	1	50	1.00E+02				
279	139	w/01.08.2020/UO/N/10	5	10	5.00E+02				
280	140	w/01.08.2020/UO/N/10	8	10	8.00E+02				
281	141	r/01.08.2020/US/N/10	1	10	1.00E+02				
282	142	USUNIĘTY Z KOLEKCJI				1.00E+02	0.00E+00	5.00E+01	WRZESIEŃ (22)
283	143	w/06.09.2020/T/NN/10	1	10	1.00E+02				
284	144	w/06.09.2020/K/NN/10	1	10	1.00E+02	1.00E+02	0.00E+00	5.00E+01	
285	145	r/06.09.2020/S/NN/10	300	10	3.00E+04	3.93E+03	1.00E+02	2.02E+03	
286	146	r/06.09.2020/S/NN/10	2	10	2.00E+02				
287	147	r/06.09.2020/S/NN/10	1	10	1.00E+02				
288	148	r/06.09.2020/S/NN/50	1	50	1.00E+02				
289	149	w/06.09.2020/S/NN/10	1	10	1.00E+02				
290	150	w/06.09.2020/S/NN/10	1	10	1.00E+02				
291	151	w/06.09.2020/S/NN/50	1	50	1.00E+02				
292	152	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							
293	153	w/06.09.2020/S/N/10	1	10	1.00E+02				
294	154	w/06.09.2020/S/N/10	3	10	3.00E+02				
295	155	w/06.09.2020/S/N/b/10	5	10	5.00E+02				
296	156	r/06.09.2020/U/NN/50	7	50	7.00E+02	4.40E+02	1.06E+03	7.50E+02	
297	157	w/06.09.2020/U/NN/50	1	50	1.00E+02				
298	158	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							
299	159	r/06.09.2020/UM/N/10	18	10	1.80E+03				
300	160	w/06.09.2020/UM/N/10	1	10	1.00E+02				
301	161	w/06.09.2020/UM/N/b/50	1	50	1.00E+02				
302	162	r/06.09.2020/UO/N/50	17	50	1.70E+03				
303	163	w/06.09.2020/UO/N/10	1	10	1.00E+02				
304	164	w/06.09.2020/UO/N/10	1	10	1.00E+02				
305	165	r/06.09.2020/US/N/10	1	10	1.00E+02				

306	166	r/06.09.2020/US/N/50	27	50	2.70E+03				
307	167	USUNIĘTY Z KOLEKCJI				0.00E+00	0.00E+00	0.00E+00	
308	168	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							
309	169	r/01.10.2020/S/NN/10	2	10	2.00E+02				
310	170	r/01.10.2020/S/NN/10	1	10	1.00E+02				
311	171	r/01.10.2020/S/NN/10	3	10	3.00E+02				
312	172	USUNIĘTY Z KOLEKCJI				2.00E+02	1.50E+02	1.75E+02	PAŹDZIERNIK (12)
313	173	w/01.10.2020/S/NN/10	2	10	2.00E+02				
314	174	w/01.10.2020/S/N/b/50	2	50	2.00E+02				
315	175	w/01.10.2020/S/N/b/50	1	50	1.00E+02				
316	176	USUNIĘTY Z KOLEKCJI							
317	177	r/01.10.2020/UO/N/10	1	10	1.00E+02				
318	178	r/01.10.2020/UO/N/50	1	50	1.00E+02				
319	179	w/01.10.2020/UO/N/10	1	10	1.00E+02	1.00E+02	1.00E+02	1.00E+02	
320	180	w/01.10.2020/UO/N/10	1	10	1.00E+02				
321	181	w/01.10.2020/UO/N/10	1	10	1.00E+02				
322	182	w/01.10.2020/US/N/10	1	10	1.00E+02				

jezioro Tyrsko
jezioro Kortowskie
jezioro Skanda
jezioro Ukiel

C.D – numeracja z podziałem na sezony

M – miesiąc

w/06.09.19/UM/N/b/10 – kod próby (r – rano; w – wieczór; K – plaża jezioro Kortowskie; S – plaża jezioro Skanda; T – plaża jezioro Tyrsko; U – plaża jezioro Ukiel; UM – plaża Miejska jezioro Ukiel, UO – plaża Omega jezioro Ukiel; US – plaża Słoneczna Polana jezioro Ukiel; N – plaża nadzorowana; NN – plaża nienadzorowana; b – boisko do siatkówki plażowej; 10 – głębokość 10 cm; 50 – głębokość 50 cm

„USUNIĘTY Z KOLEKCJI” – szczepy wykluczone z kolekcji z uwagi na kontaminację bakteriami, grzybami pleśniowymi lub roztoczami