

K-60

AKADEMIA ROLNICZA W SZCZECINIE
WYDZIAŁ RYBACTWA MORSKIEGO
I
TECHNOLOGII ŻYWNOŚCI

ELŻBIETA BOGUSŁAWSKA-WĄS

*Analiza mikroflory wód i osadów dennych
Zalewu Szczecińskiego w aspekcie występowania
drożdży i grzybów drożdżopodobnych*

D-983



MFN 2943

SZCZECIN 1998

AKADEMIA ROLNICTWA W SZCZECINIE
WYDZIAŁ RYBACTWA I MORSKIEGO
I
TECHNOLOGII ŻYWIENIA

KATEDRA ROZSIEWA WARSZAWY



C2-D.59477



D. 431 / 2016

**Składam serdeczne podziękowania
Promotorowi,
Panu
dr hab. W. Dąbrowskiemu, prof. nadzw.
za naukową opiekę podczas pisania pracy**

SPIS TREŚCI

1. WSTĘP	1
1.1. Morfologia i systematyka drożdży i grzybów drożdżopodobnych	3
1.2. Znaczenie i występowanie drożdży i grzybów drożdżopodobnych w środowisku słonowodnym	8
2. CEL PRACY	14
3. MATERIAŁY I METODY	15
3.1. Zalew Szczeciński jako estuarium	16
3.2. Pobór prób wody i osadów dennych	18
3.3. Oznaczanie liczebności drożdży i grzybów drożdżopodobnych w próbach wody	19
3.4. Oznaczanie liczebności drożdży i grzybów drożdżopodobnych w próbach osadów dennych	19
3.5. Identyfikacja drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z Zalewu Szczecińskiego	20
3.6. Ocena aktywności enzymatycznej drożdży i grzybów drożdżopodobnych	22
3.7. Pomiar wskaźników fizyko-chemicznych wody	22
3.8. Obliczenia statystyczne	23
4. OMÓWIENIE WYNIKÓW	24
4.1. Analiza jakościowa	25
4.1.1. Ocena liczebności drożdży i grzybów drożdżopodobnych w osadach dennych Zalewu Szczecińskiego	25
4.1.2. Ocena liczebności drożdży i grzybów drożdżopodobnych w wodzie Zalewu Szczecińskiego	27
4.2. Ocena przynależności systematycznej drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z Zalewu Szczecińskiego	28
4.2.1. Ocena przynależności systematycznej drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z prób wody	30
4.2.2. Ocena przynależności systematycznej drożdżom występującym w próbach osadów dennych	31
4.3. Ocena aktywności enzymatycznej drożdży i grzybów drożdżopodobnych	32
4.4. Ocena wskaźników fizyko-chemicznych	33
5. DYKUSJA	34
6. WNIOSKI	35
7. BIBLIOGRAFIA	36
8. SPIS TABEL	36
9. SPIS RYSUNKÓW	37
10. SPIS FOTOGRAFII	37
11. TABELI, RYSUNKI, FOTOGRAFIE	38

Darkowi,
za wyrozumiałość i pomoc
w czasie pisania pracy
bardzo dziękuję

SPIS TREŚCI

1. WSTĘP	1
1.1. Morfologia i systematyka drożdży i grzybów drożdżopodobnych	3
1.2. Znaczenie i występowanie drożdży i grzybów drożdżopodobnych w środowisku słonowodnym	8
2. CEL PRACY	14
3. MATERIAŁY I METODY	15
3.1. Zalew Szczeciński jako estuarium	16
3.2. Pobór prób wody i osadów dennych	18
3.3. Oznaczanie liczebności drożdży i grzybów drożdżopodobnych w próbach wody	19
3.4. Oznaczanie liczebności drożdży i grzybów drożdżopodobnych w próbach osadów dennych	19
3.5. Identyfikacja drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z Zalewu Szczecińskiego	20
3.6. Ocena aktywności enzymatycznej drożdży i grzybów drożdżopodobnych	22
3.7. Pomiar wskaźników fizyko-chemicznych wody	23
3.8. Obliczenia statystyczne	23
4. OMÓWIENIE WYNIKÓW	24
4.1. Analiza ilościowa	25
4.1.1. Ocena liczebności drożdży i grzybów drożdżopodobnych w osadach dennych Zalewu Szczecińskiego	25
4.1.2. Ocena liczebności drożdży i grzybów drożdżopodobnych w wodzie Zalewu Szczecińskiego	27
4.2. Ocena przynależności systematycznej drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z Zalewu Szczecińskiego	28
4.2.1. Ocena przynależności systematycznej drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z prób wody	30
4.2.2. Ocena przynależności systematycznej drożdżaków występujących w próbach osadów dennych	31
4.3. Ocena aktywności enzymatycznej drożdży i grzybów drożdżopodobnych	32
4.4. Ocena wskaźników fizyko-chemicznych wody	33
5. DYSKUSJA	36
6. WNIOSKI	55
7. BIBLIOGRAFIA	57
8. SPIS TABEL	70
9. SPIS RYSUNKÓW	72
10. SPIS FOTOGRAFII	75
11. TABELA, RYSUNKI, FOTOGRAFIE	76

1. WSTĘP

Mikrobiologia wód to nauka zajmująca się budową i życiem mikroorganizmów w źródłach, rzekach, jeziorach, morzach i ekosystemach wodnych o nietypowym układzie fizykochemicznym i biologicznym, takich jak bagna czy rozlewiska. Mikroorganizmami są niewidoczne gołym okiem organizmy roślinne i zwierzęce, a więc bakterie, grzyby, jednokomórkowe glony, pierwotniaki i najdrobniejsze wielokomórkowce. Do zespołu tych organizmów zalicza się również wirusy (Rheinheimer 1977). W ujęciu ekologicznym dziedzina ta rozpatruje wzajemne stosunki między mikroorganizmami wodnymi a ich środowiskiem, oraz ich związkami z innymi zespołami biotycznymi. Oznacza to konieczność poznania powiązań pomiędzy drobnoustrojami a fitoplanktonem, pomiędzy drobnoustrojami a roślinnością wodną i pomiędzy drobnoustrojami a światem zwierzęcym. Mikrobiologia wód nie zajmuje się jedynie biologią tych form, ale podejmuje również problematykę związaną z rolą tych mikroorganizmów jak i ich udziałem w przemianie materii w wodach i osadach. Dopiero powiązanie tych elementów pozwoli na pełne zrozumienie rozwoju życia w zbiorniku wodnym. W środowisku wodnym mikroorganizmy najczęściej wchodzi w skład zespołu określanego mianem planktonu, czyli organizmów wodnych unoszących się swobodnie w wodzie, ale pozbawionych zdolności aktywnego ruchu, albo poruszających się, ale niezdolnych do przeciwstawiania się silniejszym prądom wody. Plankton w środowisku pelagicznym podzielono na grupy organizmów należących do fitoplanktonu i zooplanktonu. Często wyodrębnia się ponadto plankton bakteryjny, czyli bakterioplankton. Uwagę należy również zwrócić na organizmy związane ze stałym podłożem, od którego oderwane zostają prądem wody. Są to formy denno-planktonowe - tychoplankton. Organizmy tworzące plankton poza naturalną przynależnością systematyczną istotnie różnią się wielkością. Stało się to podstawą do podziału planktonu na siedem frakcji wielkościowych. Żmudziński (1997), wyróżnia: femtoplankton o wielkości organizmów w zakresie 0,02-0,2 μm , pikoplankton 0,2-2 μm , reprezentowany przez plankton bakteryjny, nanoplankton 2,0-20,0 μm i w tej grupie umieścić należy plankton grzybowy, mikropilankton 20,0-200,0 μm , mezoplankton 0,2-20 mm, makropilankton 2,0-20,0 cm i megaplankton 20,0-200,0 cm. Zazwyczaj fitoplankton stanowi

podstawę poziomu producentów pierwotnych, a zooplankton obejmujący kilka poziomów troficznych, znajduje swoje miejsce wśród form roślinożernych, bakteriożernych i drapieżnych. Bakterioplankton pełni rozmaite funkcje troficzne. W strefie tlenowej, w której funkcje destruentów pełnią w przeważającej ilości bakterie heterotroficzne, rolę producentów pierwotnych pełnią fotolitoautotrofy. W strefie beztlenowej za produkcję pierwotną odpowiadają głównie organizmy chemolitoautotroficzne. Natomiast rozkład materii organicznej uzależniony jest w głównej mierze od aktywności planktonowych grzybów, które w podziale troficznym planktonu określane są jako fikoplankton. Przypisuje się im rolę destruentów, oraz podkreśla aktywną działalność pasożytniczą (Lampert i Sommer 1996). Mikroorganizmy są również elementem składowym innych zespołów ekologicznych. Środowiskiem ich życia może być błonka powierzchniowa wody, wówczas potencjalne skupisko glonów, bakterii, sinic i grzybów tworzy biofilm. Zawartość enzymów hydrolitycznych może sugerować aktywność w tworzeniu rozpuszczalnych związków organicznych (DOM) w środowisku wodnym. Nie ma jednak, jak dotychczas, jednoznacznych dowodów na biotyczną orientację tego mechanizmu (Murice red. Ford 1993). Współautorzy najnowszego wydania „Aquatic Microbiology” (Ford red. 1993) zwracają uwagę na występowanie i znaczenie mikroorganizmów w tak różnorodnych środowiskach jakimi są moczary i mokradła przybrzeżne (P. Westermann), słone bagna (R.W. Howarth), estuaria (H.W. Ducklow, Fuh-Kwo Shiah), środowisko morskie (D.L. Kirchman) wody podziemne (E. L. Madsen, W.C. Ghiorse) i jeziora (J.J. Cole, N.F. Caraco). Autorzy tych prac uwagę swoją skupiają przede wszystkim na bakteriach, które są głównym przedmiotem ich rozważań, podkreślając rolę tych drobnoustrojów w kształtowaniu środowiska. Informacje na temat grzybów w środowisku wodnym są szczątkowe lub są całkowicie pomijane (Lampert i Sommer 1996, Stańczykowska 1997). Świadczyć o tym mogą schematy krążenia materii w zbiornikach wodnych, wskazujące na występowanie i rolę poszczególnych grup organizmów w tym środowisku, a pomijające grzyby (Paluch 1973, Ford 1993, Lampert i Sommer 1996, Stańczykowska 1997). Istotnym wkładem w uzupełnieniu luk w zakresie roli grzybów w środowisku wodnym jest analiza zróżnicowania gatunkowego i ilościowego drożdży i form

drożdżoidalnych z uwzględnieniem ich aktywności enzymatycznej w akwenach o zróżnicowanych warunkach hydrochemicznych i hydrobiologicznych.

1.1. Morfologia i systematyka drożdży i grzybów drożdżopodobnych

Nauka o grzybach - mikologia, zajmuje się żywymi organizmami eukariotycznymi, których plecha jest słabo zróżnicowana i heterotroficznymi w stosunku do węgla. W zależności od sposobu życia można wyróżnić dwie grupy grzybów. Grupa pierwsza, grzyby o saprofitycznym sposobie odżywiania, pobierające potrzebne związki węgla z resztek organicznych. Grupa druga obejmuje formy biotroficzne, symbionty i pasożyty, które potrzebują jako partnerów i żywicieli niższych jak i wyższych organizmów zwierzęcych i roślinnych. W tak bardzo istotnie zróżnicowanej grupie organizmów znajdują się również grzyby o budowie jednokomórkowej. Komórki tych drobnoustrojów jak większość form eukariotycznych charakteryzuje typowa dla tej grupy organizmów budowa. Treść komórki otoczona ścianą komórkową i błoną protoplazmatyczną stanowi cytoplazma. U drożdżaków utkana jest ona trzema rodzajami włókien w skład których wchodzi: mikrotubule, filamenty pośrednie i aktyna. Najbardziej rozpowszechnionym komórkowym elementem strukturalnym jest aktyna. Połączona poprzecznie białkami - filaminą i fimbryną tworzy sieć włókien, która nadaje komórce kształt z równoczesnym zachowaniem elastyczności (Goodsell 1995). W tak uformowanej cytoplazmie znajdują się podstawowe organelle. Jądro lub jądra, rybosomy, mitochondria, wokuole i ciała zapasowe. Liczba i wielkość mitochondriów oraz kształt ich grzebieni zależy od okresu wzrostu komórki i w dużym stopniu od warunków środowiska. Obecność wokuoli oraz ciał zapasowych natomiast jest ściśle powiązana z fazą rozwoju logarytmicznego komórek (Kurnatowska 1973). Rodzaj występujących substancji zapasowych w dojrzałej komórce drożdży i form drożdżopodobnych uzależniony jest od gatunku. Odkładane są one w cytoplazmie głównie w postaci tłuszczu, wolutyny oraz glikogenu, którego obecność świadczy o dobrym odżywieniu komórki (Dynowska 1995). Z obecnością tłuszczu w komórce związane jest występowanie barwników, które rozmieszczone w błonie komórkowej (Kockova-Kratochvilova 1990), mogą być wydzielane do podłoża lub pozostać rozpuszczone w plazmie komórki (Ahearn i wsp. 1968). Barwy komórek i grzybni są

stosunkowo stałe i służą za jedną z cech systematycznych (Kreger -van Rij 1984, Kockova-Kratochvilova 1990a).

Ściana komórkowa drożdży i grzybów drożdżoidalnych stanowiąca 19-20% suchej masy, ma strukturę odbiegającą pod względem chemicznym od ścian większości grzybów. Znaczną jej część, aż 80-90 %, stanowią polisacharydy, należące do grupy wielocukrów aminowych - chityna i nieaminowych - glukan i mannan (Wolska-Witaszko 1985, Kochman 1986). Zewnętrzna warstwa ściany komórkowej zbudowana jest głównie z mannanu, którego struktura stanowi o cechach antygenowych ściany komórkowej, oraz białka. Następną warstwę tworzy glukan wzbogacany ku wnętrzu białkami. Ten polimer mannozy wraz z ostatnią warstwą ściany komórkowej - włóknkami chityny i białkiem, decydują o mechanicznej wytrzymałości ściany (Kochman 1986, Kockova-Kratochvilova 1990). Procentowa zawartość poszczególnych składników różni się w zależności od gatunku, okresu wzrostu i rodzaju komórek grzyba.

Podstawowym elementem somatycznym grzybów jest plecha. Niektóre rodzaje drożdży tworzą tzw. pseudogrzybnie powstałą w wyniku rozrastania komórki wzdłuż i nie oddzielenia się po pączkowaniu. W zależności od kształtu, typu ułożenia wydłużających się komórek, tworzonych „łańcuszków” wyróżnia się różne typy pseudomycelialne, wskazujące na przynależność systematyczną. Prawdziwa grzybnia natomiast, powstaje podczas procesu rozmnażania przez wielokrotny podział. Składa się z długich nitkowatych lub rozgałęzionych komórek bez poprzecznych ścian lub z komórek rozgałęzionych, podzielonych poprzecznymi przegrodami (Kockova-Kratochvilova 1990). Według Batki (1975) drożdże tworzą typ kokalnej monotomicznej plechy odznaczającej się w zasadzie jednojądrowością.

Mikolodzy posługują się najczęściej dwoma pojęciami odnoszącymi się do wstępnego sklasyfikowania omawianych grzybów. Dopuszczalne jest bowiem stosowanie określenia „drożdżaki”, powstałego w wyniku połączenia w jedną grupę drożdży i form drożdżoidalnych (Rieth , Simard 1971, Dynowska 1995). Niektórzy jednak autorzy prac konsekwentnie rozdzielają pojęcie drożdżaków na drożdże właściwe (yeast) i grzyby drożdżoidalne (yeast - like) (Kowszyk- Gindifer i Sobiczewski 1986, Kurnatowska 1992, Kockova-Kratochvilova 1990, Vadkertiova i Slavikova 1995). Z punktu widzenia systematyki taka formuła wydaje się

właściwsza. Korzystanie z wyróżnionych pojęć zależy jedynie od autora gdyż, jak już wspomniano nie jest błędem stosowanie ich obu (Dynowska 1995).

Umieszczenie drożdży i grzybów drożdżoidalnych w systematyce przysparza wielu problemów. Tworzenie mniej lub bardziej niejednorodnych jednostek systematycznych spowodowane jest brakiem pełnych danych o stadiach doskonałych, morfologii, fizjologii i filogenezie. Nazwy większości gatunków określają ich formy płciowe, a w przypadku rozmnażających się bezpłciowo-bezpłciowe. U licznych gatunków anamorficznych (rozmnażających się bezpłciowo) stwierdza się często formy płciowe, którym nadaje się inne nazwy. Oznacza to, że np. nazwa gatunku *Candida famata* określająca formę bezpłciową, jest tym samym gatunkiem co *Debaryomyces hansenii* tylko jako forma płciowa. Stosowanie nazw gatunków anamorficznych nawet, gdy opisana jest forma telemorficzna (rozmnażająca się płciowo), jest dopuszczalne zgodnie z ICBN (International Code of Botanical Nomenclature) (Zaremba i Borowski 1997). Klasyfikacja grzybów oparta jest na podstawie cech morfologicznych - budowy grzybni i pseudogrzybni jak i zdolności ich tworzenia, wytwarzania zarodników, porównania procesów sporulacji i cech fizjologicznych opartych głównie na procesach fermentacji i asymilacji cukrów (Lodder 1971, Kockova-Kratochvilova 1990a). Klasyczne metody identyfikacji grzybów wymagają stosunkowo długiego okresu i nie zawsze dają możliwość jednoznacznej oceny przynależności rodzajowej lub gatunkowej. Dlatego też, coraz częściej wprowadza się nowe metody identyfikacji, mające na celu uzupełnienie luk w metodach standartowych, ograniczenie ilości form anamorficznych jak i skrócenia czasu badań. Metody te najczęściej oparte są na wykorzystaniu określonych cech badanego materiału, przede wszystkim właściwości biochemicznych i cech genetycznych. Gunasekaran i Hughes (1980) wprowadzili oznaczenia oparte na wyodrębnieniu i rozdzieleniu kwasów tłuszczowych metodą chromatografii gazowej. Zróznicowanie wzorów chromatograficznych kwasów tłuszczowych stało się również podstawą metody identyfikacyjnej wprowadzonej przez Noronha-da Costa i wsp. (1996). Autorzy ci poddali klasyfikacji mikroflorę drożdżową pochodzącą z różnych produktów spożywczych. Niestety metoda ta nie została zaaprobowana jako powszechnie stosowany sposób identyfikacji grzybów. Obecnie coraz częściej stosowana jest klasyfikacja gatunkowa w oparciu o gotowe

testy identyfikacyjne np. firmy bioMerieux. Zestawy te popularnie nazywane API-testami różnicują drożdżaki na podstawie stopnia zróżnicowania przemian cukrowych do których zdolne są te drobnoustroje. Rohm i wsp. (1990) stwierdzili, że stopień poprawnej identyfikacji uzyskany na poziomie 91% ilości ocenianych szczepów, jest wynikiem wskazującym na przydatność opracowanych zestawów. Poprawność przeprowadzanej diagnostyki za pomocą API testów, na poziomie oceny gatunkowej, wykorzystał w swoich badaniach Couto i wsp. (1996). Przedmiotem ich badań stał się rodzaj *Zygosaccharomyces*, którego zróżnicowanie wewnątrzgatunkowe oparte było na metodzie „microsatellite” PCR (reakcja łańcuchowej polimerazy). Reakcja ta, wykrywająca określony gen z uwzględnieniem sekwencji kwasów nukleinowych - DNA i RNA jest obecnie stosowana jako najdokładniejsza metoda identyfikacji wskazująca na zróżnicowanie wewnątrzgatunkowe (Conell 1990; Fell i wsp. 1992, 1993). Pozwoliła ona na wyodrębnienie nowego gatunku *Saccharomyces bayanus*, który do tej pory był zastępczo stosowany dla *Saccharomyces cerevisiae* Gal (Manseuf i wsp. 1996). Nauer i wsp. (1996) sugeruje wyłączenie *Candida stella* z rodzaju *Candida* spp, z powodu małego podobieństwa wzorów chromosomalnych. Autorzy zwracają również uwagę na podstawowy problem, z którym borykają się stosujący techniki molekularnej genetyki, a mianowicie na stosunkowo niewielką ilość szczepów referencyjnych.

Pozostając jednak przy standartowych metodach identyfikacyjnych, Kockova-Kratochvilova (1990) dzieli omawiane grzyby na trzy klasy:

1. *Ascomycetes* (*Endomycetes*), w której drożdże mają zdolność wytwarzania zarodników w workach, tworzone mycelium jest bez przegród, a głównymi składnikami ściany komórkowej są glukan i mannan. Formy te nie wytwarzają pigmentu, a ich biomasa nie barwi się na czerwono błękitem dwuazoniowym B. W klasie tej Kockova-Kratochvilova (1990) wyróżniła formy like - yeast, formy z przewagą strzępek, oraz drożdże jednokomórkowe mogące tworzyć pseudomycelium. Aktualnie klasa ta podzielona jest na rzędy: *Protomycetales*, do którego zalicza się niewielką liczbę organizmów pasożytniczych na kwiatach oraz *Endomycetales*, którego podział na rodziny przedstawia się następująco:

Rodziny : *Ascoideaceae*

Endomycetaceae

Spermophthoraceae

Schizoasaccharomycetaceae

Saccharomycetaceae : podrodziny : *Nadsonioideae*

Saccharomycoideae

Lipomycetoideae

2. Klasa *Basidiomycetes* obejmuje gatunki, tworzące basidiospory - zarodniki konidialne tworzące się zwykle pojedynczo przez pączkowanie z komórek macierzystych grzybni leżących luźno lub tworzących strzępki. Cechą charakterystyczną tych form jest mycelium posiadające przegrody. Wykazują zdolność do enteroblastycznego pączkowania. Dominującymi składnikami ściany komórkowej są chityna i mannan. Biomasa form należących do tej klasy, w przeciwieństwie do przedstawicieli z klasy *Ascomycetes* barwi się na czerwono błękitem dwuazoniowym B. W klasie tej wyróżnia się rodziny:

Filobasidiaceae,

Teliosporaceae,

Sirobasidiaceae i *Tremellaceae*.

Formy yeast - like *Basidiomycetes* nie są tak dobrze poznane jak yeast - like *Ascomycetes*, a ich włączenie do układu grzybów budzi wiele wątpliwości.

3. Formę klasy *Deuteromycetes*, stanowią gatunki u których nie stwierdzono rozmnażania płciowego, ale wykazują one cechy charakterystyczne dla klas *Asco* - i *Basidiomycetes*.

Tę grupę grzybów ujęto w jednym rzędzie *Deuteromycetales* z dwoma rodzinami:

Cryptococaceae: podrodziny: *Trichosporoideae*

Cryptococcoideae

Rhodotoruloideae

Sporobolomycetaceae: podrodzina: *Sporobolomycetoideae*

Inną formę podziału drożdży przyjął Lodder (1971) dzieląc te grzyby na cztery grupy:

1. Drożdże charakteryzujące się wytwarzaniem zarodników w workach, określane jako drożdże zarodnikujące, należące do rzędu *Endomycetales* i klasy *Ascomycetes*.

2. Drożdże rodzajów *Leucosporidium* i *Rhodosporidium* należące do rzędu *Ustilaginales* w klasie *Basidiomycetes*.

3. Drożdże wytwarzające konidia na sterygmach, określane jako like-yeast, zaliczane do rodziny *Sporobolomycetaceae*.
4. Drożdże nie wytwarzające zarodników, nie rozmnażające się płciowo, grzyby niedoskonałe - *Fungi imperfecti*.

1.2. Znaczenie i występowanie drożdży i grzybów drożdżopodobnych w środowisku słonowodnym

Grzyby związane ze środowiskiem wodnym reprezentowane są przez liczne grupy, rodzaje i gatunki należące do 10 klas. Jako organizmy, głównie heterotroficzne, rozkładające materię organiczną uzależnione są od jej obecności. Nie należy jednak zapominać o wpływie warunków biocenotycznych, które będą istotnie wpływały na kształtowanie rozmieszczenia i ilości grzybów znajdujących się w środowisku wodnym. W wodach grzyby zasiedlają przede wszystkim podłoża stałe, tzn. żywe i obumarłe rośliny wodne, drewno, osady, skorupki małży i kamienie. Tylko najbardziej prymitywne *Ascomycetes*, drożdże i drożdżopodobne *Fungi imperfecti* rozwijają się swobodnie także w wodzie (Rheinheimer 1977). Zasiedlenie wszystkich środowisk wodnych istotnie różniących się pod względem fizycznym i chemicznym stało się możliwe dzięki dużej plastyczności ekologicznej drożdży i form drożdżopodobnych. Zaliczyć je można do organizmów euryekologicznych, występujących we wszystkich strefach klimatycznych (Fell i wsp. 1988; Tawfik 1989; Nagashima i wsp. 1990; Connell 1994), w środowiskach o zróżnicowanym stopniu zasolenia (Batko 1975; Adler 1994), w szerokim zakresie temperatur (Tini 1990), ciśnienia hydrostatycznego, natlenienia oraz kwasowości podłoża (Wu i Kao 1976; Muller i Loeffler 1987; Rydin i wsp. 1990; Queiroz i Pareilleux 1990). Opanowaniu tak zróżnicowanych biotopów sprzyja szybkie tempo wzrostu i rozwoju, jak i zdolność dostosowania aparatu enzymatycznego do zmieniających się warunków pokarmowych (Dynowska i Giełwanowska 1991-1992). Możliwości enzymatyczne pozwalają grzybom na wykorzystanie istniejącej materii organicznej na drodze osmotrofii pierwotnej (Muller i Loeffler 1987), czyli wydzielaniu do podłoża enzymów trawiennych i wchłanianiu przez komórki produktów rozkładu enzymatycznego. Rodzaj produkowanego enzymu adaptatywnego zależy od podłoża, na którym grzyb zaczyna bytować (Dynowska

1995). Badane grzyby najczęściej występują na podłożach bogatych w glukozę, maltozę i fruktozę, które to związki są dla nich źródłem węgla. Niezbędne dla prawidłowego rozwoju są także witaminy, głównie inozytol, niacyna, tiamina oraz biotyna (Kockova- Kratochvilova 1990), jak i szereg pierwiastków: Zn, Mg, S, P, K, Cu, Mo i Fe (Lilly i Barnett 1959).

Ekologia grzybów wodnych jest stosunkowo słabo poznaną dziedziną nauki. Najczęściej prowadzone są badania nad formami wód śródlądowych. Znacznie rzadziej przedmiotem badań są grzyby występujące w morzach i oceanach. Zgodnie z Meyersem i wsp. (1967, 1967a), Rheinheimer (1977), uznaje za grzyby morskie te, których wzrost i reprodukcja następują głównie albo wyłącznie w morzu, lub rozwijają się optymalnie w wodzie morskiej przy zasoleniu 25-40 promili. Typowymi drożdżakami morskimi prawdopodobnie są *Metschnikovia zobelli* i *M. krissii*, *Candida marina*, *Torulopsis torresii* i *Torulopsis maris* (Maciejowska i wsp. 1981). W środowisku tym znajdują się również gatunki, których rozwój nie przebiega prawidłowo ze względu na stopień zasolenia. Najczęściej są to względne halofile należące do rodzajów: *Candida*, *Torulopsis*, *Cryptococcus*, *Trichosporon*, *Saccharomyces*. Większość z nich może przebywać tylko okresowo w morzu, dlatego najczęściej izoluje się je z obszarów przybrzeżnych (Rheinheimer 1977). Prowadzone badania przez Rotha i wsp. (1962) wykazały, że dominującym gatunkiem, tak w przypadku wód morskich jak i obszarów objętych dopływem wód słodkich, była *Candida parapsilosis*. Na podstawie analizy aktywności enzymatycznej i związanych z nią procesów adaptacji, wyizolowanych szczepów, stwierdzono, że gatunek dominujący jest jednocześnie formą najbardziej plastyczną i najszybciej przystosowującą się do zmian środowiskowych. W populacji uzyskanych izolatów pod względem liczebności, autorzy pracy, zwracają również uwagę na gatunki: *Candida tropicalis*, *Rhodotorula rubra* i *Rhodotorula graminis*, *Cryptococcus spp* i *Debaryomyces hansenii*. Wzrost ilościowy w populacji grzybów wód morskich obserwowany jest najczęściej w miesiącach letnich. Dominującymi formami są wówczas gatunki z rodzajów stale bytujących w tym środowisku, a mianowicie: *Candida*, *Rhodotorula*, *Debaryomyces*, *Torulopsis* (Roth 1962, Meyers 1967a, Velegraki-Abel 1987). Współzależności środowiska estuariowego i biologii grzybów bytujących w tego typu zbiornikach są bardzo słabo poznane. Prace obejmujące taki zakres tematyczny pochodzą

głównie z lat sześćdziesiątych (Wood 1965, Meyers 1967a) i traktują problem marginesowo. Za typowe gatunki estuariowe, Naik i wsp. (1982, 1982a) uznali *Torulopsis glabrata*, *Klockera apiculata*, *Hansenula anomala*. Do grupy typowych gatunków estuariowym według należy zaliczyć również *Pichia spartinae*. Grzyby zasiedlające obszary przejściowe, uznane za estuaria, są zazwyczaj identyczne z formami występującymi w morzach i oceanach. Duże zróżnicowanie zasolenia wód powoduje jednak istotną modyfikację w składzie jakościowym i ilościowym wodnej populacji grzybiczej (Batko 1975). Najprawdopodobniej spowodowane jest to brakiem fizjologicznej zdolności do adaptacji w silnie hipertonicznych środowiskach.

Powszechne występowanie drożdży i grzybów drożdżopodobnych w różnych środowiskach, stosunkowo prosta budowa plechy, łatwość i szybkość rozmnażania, a co za tym idzie łatwość hodowli w warunkach *in vitro* zdecydowały o wykorzystaniu tych grzybów w różnych dziedzinach biologii. Budowa komórki i przebieg szlaków metabolicznych, które w dużej mierze przypominają organizmy wielokomórkowe, spowodowały, że drożdżaki stały się modelowym obiektem badań.

Podobnie jak w przypadku *Escherichia coli* wśród bakterii, szerokie zastosowanie drożdżaków, jest możliwe dzięki rekombinacjom genetycznym w DNA. Zmiany, modyfikacje i selekcjonowanie doprowadziły do osiągnięcia pożądanych cech lub wyeliminowanie zbędnych. Dzięki temu drożdże, grzyby drożdżopodobne jak i ich metabolity produkowane są w celach handlowych, wykorzystywane w przemyśle i stosowane jako narzędzie badawcze w różnych dziedzinach nauki (Phaff 1986).

Drożdżaki są szeroko wykorzystywane w przemyśle fermentacyjnym i spożywczo-paszowym. Organizmy te są źródłem białek i witamin. Podawane jako składniki paszowe powodują wzrost aktywności enzymów trawiennych (Isaeva i Nagornaya 1991). Pozostałości po procesie fermentacji wykorzystywane są, jeśli to możliwe, do tzw. zdrożdżania ścieków (Phaff 1986), a uzyskana biomasa służy jako wysokowartościowa pasza. Szczególnie interesujące są przeprowadzone badania na temat przydatności pasz, których składnikiem są drożdże. Wskazują one na duży stopień wspomagania wzrostu hodowanych zwierząt. Coutteau i wsp. (1993) wykazali, że zastąpienie w 80% glonów przez drożdże w diecie dla małż i ostryg, spowodowało polepszenie wzrostu hodowanych organizmów o przeszło 90% w

ciągu pierwszych trzech tygodni stosowania karmy. Do produkcji pasz, których komponentem są drożdże, powszechnie stosuje się *Candida utilis* oraz *Saccharomyces cerevisiae* (Porteres i Tardy 1995, Brown i wsp. 1996, Nell i wsp. 1996). W akwakulturze istotną rolę odgrywa również *Phaffia rhodozyma*. W 1976 roku opisana przez Millera i wsp. jako nowa forma drożdżowa, umieszczona została w klasie *Blastomycetes*. Drobnoustrój ten jest źródłem astaksantyn w diecie łososiowatych, który powoduje pigmentację białego mięsa (Johnson i wsp. 1977, 1980). Zwiększenie dostępności karotenoidu obecnego w paszy uzyskuje się przez dodatek preparatu enzymatycznego produkowanego przez *Bacillus circulans*, który ułatwia enzymatyczne trawienie ściany komórkowej *Phaffia rhodozyma* (Johnson i wsp. 1978).

Omawiane grzyby dzięki możliwości syntetyzowania białek, aminokwasów, kwasów organicznych i regulatorów wzrostu (Lilly i Barnett 1959, Phaff 1986) znalazły zastosowanie w produkcji podłoży i enzymów. M-glukan pochodzący ze szczepów *Saccharomyces cerevisiae* został wykorzystany jako składnik immunostymulatora przeciwko wrzodzenicy (*furunculosis*). Jego obecność w preparacie spowodowała znaczne zwiększenie odporności łososi (*Salmo salar*) (Roerstad i wsp. 1993) na tę powszechnie występującą jednostkę chorobową.

Istotną rolę odgrywają również opisywane grzyby w biotechnologii środowiskowej. Skażenie środowiska substancjami ropopochodnymi stało się w ostatnich latach jednym z najpoważniejszych problemów ekologicznych. Przedostawanie się do środowiska coraz większej ilości niedostatecznie oczyszczonych ścieków, spowodowało do podjęcia badań nad wykorzystaniem biologicznego potencjału ekosystemów. Stwierdzono, że istnieje duża grupa drobnoustrojów wskazujących na zdolności do rozkładu węglowodorów. Do najbardziej aktywnych w tym zakresie drożdżaków zaliczyć możemy gatunki z rodzajów: *Candida*, *Torulopsis* i *Pichia* (Galas i wsp. 1997). Grabińska-Łoniewska i Slavikova (1997a) do grupy biologicznych „narzędzi” oczyszczania sugeruje dołączyć *Geotrichum capitatum*, wykazując w swojej pracy wysoką biochemiczną aktywność szczepu w biodegradacji fenolu. Grzyby drożdżopodobne mogą wspomagać również procesy denitryfikacji heterotroficznej w oczyszczaniu ścieków (Grabińska-Łoniewska 1990). Dominujące gatunki wyizolowane z reaktorów należały do rodzajów: *Candida*, *Rhodotorula* i *Hansenula* (Grabińska-Łoniewska

1996a). Na szczególną uwagę zasługują *Candida boidinii*, *Candida famata* i *Hansenula californica* (Grabińska-Loniewska 1990a). Bardzo istotne są zdolności do kumulowania pierwiastków promieniotwórczych i metali ciężkich (White i Gadd 1995). Prowadzone są także prace nad wykorzystaniem potencjalnych możliwości grzybów w eliminacji zanieczyszczeń toksycznych ze środowiska (Jayasree i Sammara 1996).

W wodach i osadach zachodzące procesy remineralizacji uzależnione są w dużej mierze od występowania i aktywności enzymatycznej bakterii i grzybów. Zdolne do atakowania wszelkich związków organicznych w sprzyjających warunkach mogą je rozkładać do substratów wyjściowych, a mianowicie dwutlenku węgla, wody i soli mineralnych. Dla drożdżaków woda nie jest tylko naturalnym środowiskiem bytowania, ale przez napływające zanieczyszczenia związkami organicznymi, ciekłym podłożem odżywczym. Grzyby drożdżopodobne rozwijają się również na szczątkach martwych zwierząt i roślin. Często stają się pierwszym ogniwem rozkładającym substancje trudnorozszczepialne, dając jednocześnie podłoże przemianom bakteryjnym (Batko 1975). Ich udział w rozkładzie materii organicznej odbywa się na drodze tlenowych i beztlenowych procesów.

Omawiana grupa grzybów posiada zdolność wydzielania substancji nazywanej - toksyną killerową, (Moriya i wsp. 1995, Schmitt i wsp. 1996). Toksyna ta jest białkiem pozakomórkowym wytwarzanym w zakresie temperatur 20 - 24⁰ C i przy kwaśnym odczynie środowiska (pH 4,2-5,0) (Stobińska i wsp. 1997). Jako naturalny regulatorami liczebności bakterii, glonów jak i drożdży stanowi ona potencjalny mechanizm współzawodnictwa, w którym produkcja składników toksyny killerowej uniemożliwia konkurentom zdominowanie danego środowiska. Białko to najlepiej zostało opisane dla drożdży *Saccharomyces cerevisiae*, ale występowanie drożdży killerowych stwierdzono także u gatunków z rodzaju: *Candida*, *Debaryomyces*, *Hansenula*, *Pichia*, *Rhodotorula*, *Kloeckera* i *Cryptococcus* (Gotowczyc 1992).

Rola drożdży i form drożdżopodobnych w akwakulturze nie ogranicza się jedynie do znaczenia pozytywnego. Dowiedziono, że *Rhodotorula glutinis*, *Rhodotorula rubra* i *Debaryomyces hansenii* są dominującymi kolonizatorami jelita pstrąga tęczowego (*Oncorhynchus mykiss*) i turbota (*Scophthalmus maximus*) (Andlid i wsp. 1995). Mogą one w

raz z *Candida zeynoides*, sprzyjać infekcjom chorobowym ryb morskich (Vazquez i wsp. 1993). Grzyby z rodzaju *Candida* są częstymi patogenami ryb słodkowodnych, głównie karpia, u których wywołują matrwicze zapalenie skrzelii (*branchionecrosis cyprinorum*) (Prost 1989). Czeczuga i wsp. (1995) przedstawili w swojej pracy zróżnicowanie gatunkowe grzybów występujących na ikrze ryb jesiotrowatych (*Acipenseride*). Badania wykazały, że jest ona dobrym podłożem dla rozwoju ponad czterdziestu gatunków grzybów zoosporowych oraz jednego przedstawiciela klasy *Endomycetes*, uznanego za patogen ludzi i zwierząt ciepłokrwistych - *Candida albicans*.

2. CEL PRACY

Środowisko wodne jest skupiskiem ogromnej różnorodności gatunkowej fauny i flory. Wśród takiego bogactwa organizmów swoje miejsce odnalazły również grzyby. W zależności od warunków biotycznych i abiotycznych kształtowana jest ich ilość, różnorodność gatunkowa jak i aktywność enzymatyczna. Jak wykazano we wstępie rola grzybów, a przede wszystkim drożdżaków, w środowisku wodnym jest bardzo słabo poznana. Autorzy nielicznych prac o tematyce mikologicznej skupiają swoją uwagę głównie na analizie wody, pomijając zupełnie rolę osadów. Natomiast struktury te spełniają istotną rolę ze względu na wysoką zawartość materii organicznej jak i gromadzenia organizmów biorących udział w procesie jej obiegu.

Celem niniejszej pracy jest ocena ilościowego i jakościowego zróżnicowania drożdży i form drożdżoidalnych w wodzie i osadach Zalewu Szczecińskiego. Pozwoli to wraz z przeprowadzonymi badaniami w zakresie zdolności enzymatycznych izolatów na określenie możliwego udziału tych grzybów w procesach degradacji materii organicznej. Ponadto, ilościowe dane dotyczące występowania badanych mikocenoz pozwolą na ustosunkowanie się do postępujących procesów eutrofizacji Zalewu Szczecińskiego. Wyniki pracy wypełnią także lukę odnośnie występowania, zróżnicowania i roli tych mikroorganizmów w estuariach zalewowych.

3. MATERIAŁY I METODY

3.1. Zalew Szczeciński jako estuarium

Schubel i Pritchard (1971) za wody estuariowe uznają półzamknięte przybrzeżne części wód mających swobodne połączenie z otwartym morzem, gdzie woda morska jest rozcieńczana wodą słodką pochodzącą ze spływu lądowego. Z uwagi na brak jednolitej klasyfikacji tych zbiorników, definicja estuarium ulega ciągłym zmianom (Stommel 1951; Pritchard 1952; Majewski 1972). Wody te charakteryzują się częstymi i dużymi zmianami wartości wskaźników fizyko-chemicznych. Zmiany w poziomie zasolenia, temperatury, tlenu, pH, stężenia nutrientów oraz materii organicznej są stałym zjawiskiem w tych zbiornikach (Majewski 1972; Gericke i Rheinheimer 1991).

Polskie wybrzeże Bałtyku obfituje w liczne jeziora przymorskie typu estuariowego. Mimo podobnej genezy i typu geomorficznego, istotnie różnią się one pod względem warunków hydrologicznych i hydrochemicznych (Mikulski 1970). Spowodowane jest to przewagą wód pochodzenia lądowego lub morskiego. Typowe obszary estuariowe w formie zatok obficie zaopatrywanych w wody rzeczne, tworzą Zatoka Gdańska i Zatoka Pomorska. Towarzyszą im estuaria II i III stopnia. Podstawą takiego podziału stały się warunki hydrologiczne, gdzie w przypadku Zatoki Pomorskiej, Zalew Szczeciński wraz z cieśninamiorskimi stanowi estuarium II rzędu. Przemieszczają się w nim wody śródlądowo-morskie z przewagą wód z Odry. Ujście Odry do Zalewu Szczecińskiego wraz z Jeziorem Dąbie i Roztoką Odrzańską jest estuarium III rzędowym, gdzie płynące wody śródlądowe są okresowo zasilane wodami z Zalewu Szczecińskiego w wyniku cofek (Poleszczuk 1995).

Zalew Szczeciński jako typowe estuarium zalewowe (Żmudziński 1997) pełni ważną rolę w ograniczaniu dostępu zanieczyszczeń do morza. Estuaria bowiem gromadzą użyteczne składniki pokarmowe jak i różnorodne związki chemiczne i biologicznie toksyczne zawarte w przepływającej wodzie (Klarer i Millie 1989). Głównymi dopływami rzecznyymi w przypadku Zalewu Szczecińskiego są wody Odry. Rzeka ta niesie 97% napływających wód, a zaledwie 3% to pozostałe dopływy (Robakiewicz 1993). Wody Odry spływające z uprzemysłowionego dorzecza wnoszą znaczne ilości ścieków komunalnych, przemysłowych i rolniczych, które

doprowadzone do rzeki Odry w stanie prawie nie oczyszczonym spływają bezpośrednio do Zalewu. Dodatkowym źródłem zanieczyszczeń komunalnych i przemysłowych wnoszonych do zbiornika są ścieki odprowadzone w północnej części Zalewu. W tym wypadku głównymi dostarczycielami ścieków są: Świnoujście, Międzyzdroje i Wolin (Tadajewski i wsp. 1979; Bosy 1990). Tak istotny ilościowo zrzut zanieczyszczeń powoduje nadmiar związków biogenicznych, które sprzyjają masowym zakwitom fitoplanktonu, głównie sinic z rodzaju *Microcystis* (Drzycimski 1986; Piesik 1992).

Zalew Szczeciński, jak każde estuarium, o właściwościach buforujących, ogranicza również przenoszenie metali ciężkich do Morza Bałtyckiego. Badania przeprowadzone przez Protasowickiego (1993) wykazały, że zawartość metali ciężkich w próbach osadów pobranych z przybrzeżnej strefy Zatoki Pomorskiej była znacznie niższa niż w próbkach osadów z Zalewu Szczecińskiego. Takie zjawisko jest przede wszystkim wynikiem właściwości organicznych koloidów, głównie sorpcji, które występują w dużej ilości w tego rodzaju zbiornikach. Sprzyja to zdolności tworzenia kompleksowych związków z jonami metali. Związki te utrzymują się w roztworze jednocześnie tracąc toksyczność jaką wykazują nieorganiczne sole metali, szczególnie Pb, Zn, Mn, Hg (Dojlido 1995).

Estuaria są środowiskiem wodnym o wybitnie wysokiej produkcji pierwotnej w porównaniu do wód śródlądowych i morskich (Odum 1982). Biologiczna produktywność zbiornika jest warunkowana najczęściej poprzez rozpuszczalne sole fosforu, azotu i krzemu oraz pierwiastki niezbędne do budowy tkanki żywej. W estuariach zazwyczaj czynnikiem ograniczającym produkcję pierwotną jest azot, o czym świadczą badania przeprowadzone przez Williamsa (1972), Hobbie (1976) i Trzosińską (1978). Znaczny poziom rozpuszczalnych związków organicznych (DOM), zawartych w strefie otwartej wody zbiornika stanowi podstawę pętli mikrobiologicznej (Lampert i Sommer 1996).

Na zbiornik o ogólnej powierzchni 686,9 km² składają się dwie odrębne pod względem ukształtowania części. Wielki Zalew o powierzchni 410 km², znajduje się w granicach Polski. Obszar ten cechuje zróżnicowane dno i głębokość w części centralnej w postaci naturalnego zagłębienia z rzędnymi do 6m. Większe głębokości występują jedynie w obrębie toru wodnego

Szczecin - Świnoujście, na którym głębokość w granicach 10m jest utrzymywana sztucznie przez systematyczne pogłębianie. Na zachód od Wielkiego Zalewu rozciąga się przewężenie utworzone przez Półwysep Starowapiński od południa i ławicę Rapziner Haken od północy, które oddzielają w sposób naturalny polską część Zalewu od Zalewu Małego znajdującego się całkowicie po stronie niemieckiej (Robakiewicz 1993). Na całkowitą powierzchnię dna Zalewu Szczecińskiego przypada około 25% mielizn, około 75% to głębokości 2-6m, a tylko 1/10 powierzchni zbiornika to głębokości naturalne powyżej 6m. Dno Zalewu Wielkiego pokrywają osady utworzone przez muły, muły piaszczyste, piaski muliste i piaski. Główną misę dna zajmują typowe muły, których ciemna barwa wynika z obecności materii organicznej w podłożu (Majewski 1980). Istotny wpływ na rozmieszczenie i kształtowanie materii organicznej w osadach Zalewu Szczecińskiego ma zlewnia tego zbiornika.

Zalew Szczeciński łączy z Bałtykiem trzy cieśniny: Piana, Świna i Dziwna. Stwierdzono, że głównym kanałem wymiany, powodującym wytworzenie stosunków estuariowych jest Świna wraz z Kanałem Piastowskim. Dodatkowe połączenie Świny z Zalewem poprzez Starą Świnę, tworzy deltę zwrotną, przez którą zwiększone są możliwości wymiany wód. Wymiana wód przez pozostałe cieśniny nie wpływa znacząco na strukturę wód Zalewu (Mutko 1994). Znaczna ilościowa wymiana wody między Zalewem, a morzem odbywa się przede wszystkim w okresie półrocza zimowego, obejmując 60% sumy bilansowej (Mikulski 1964). Silne wiatry z kierunków północnych i północno-zachodnich, wywołują występowanie przypowierzchniowych prądów wstecznych powodujących tzw. cofkę wiatrową podczas której, spływ wód Odry jest zahamowany, a z północy napływają wody słone. Często wraz z cofkami następuje cofka odmorska spowodowana układami anemobarycznymi i wlewem wód z Morza Północnego do Bałtyku (Majewski 1972; Buchholtz 1991). W wyniku mieszania słodkich wód śródlądowych ze słonymi wodami morskimi, środowisko to, cechuje duża zmienność warunków fizyko-chemicznych, w tym przede wszystkim zasolenia. Dopływ wód słonych jest ciągły, ale ze zmiennymi natężeniami. Woda morska dociera do omawianego zbiornika w postaci klina i jako gęściejsza wciska się pod lżejsze wody zalewowe. Najwyższe zasolenie w Zalewie Szczecińskim odnotowuje się w okresie zimowych. Zasolenie tego akwenu nie jest wysokie i waha się w

granicach od 0,5 do 3‰, co klasyfikuje akwen do wód oligohalinowych (Żmudzinski 1997).

3.2. Pobór prób wody i osadów dennych

Materiał badawczy stanowiły próbki wody i osadów pochodzące z Zalewu Szczecińskiego, będącego polską częścią Wielkiego Zalewu. Poddane analizie próby wody pobierano jałowo czerpakiem własnej konstrukcji, natomiast próby osadów, również przy zachowaniu pełnej jałowości, pobierano przy pomocy sondy rdzeniowej. Badany materiał pozyskiwano z jednostki badawczej Szczecińskiego Urzędu Morskiego. Próby poddawane analizie pochodziły z czterech stałych miejsc oznaczonych jako BT-3, WW-E, MO-S i W-4, zaznaczone na rys.1. Ich położenie, każdorazowo określano przy pomocy namiernika satelitarnego. Wyznaczone stacje różniły się od siebie między innymi, procesami mieszania wody, warunkami hydrochemicznymi i biologicznymi. Dane dotyczące charakterystyki poszczególnych stacji przedstawiono w tab.1. Próby osadów pobierano w odstępach miesięcznych, od kwietnia do grudnia 1995-1997 roku. Natomiast, analizę wody z warstwy przypowierzchniowej i przydennej przeprowadzano w latach 1996-1997.

Tab. 1. Lokalizacja i charakterystyka stacji poboru prób

STACJA	LOKALIZACJA	GŁĘBOKOŚĆ m.	TYP OSADÓW	% ZAWART. MAT. ORGAN.*	
				ZAKRES	ŚREDNIA
BT-3	53° 42' N 14° 28' E	6-6,5	muł	12,95-61,32	23,43
WW-E	53° 44' N 14° 21' E	5,5-6,0	muł	21,93-26,0	24,15
W-4	56° 46' N 14° 31' E	4,0-5,0	piasek	6,38-25,67	13,8
MO-S	53° 46' N 14° 18' E	4,0-5,0	piasek	4,42-25,17	17,19

* niepublikowane dane (rok 1995) Zakładu Oceanografii Akademii Rolniczej w Szczecinie

3.3. Oznaczanie liczebności drożdży i grzybów drożdżopodobnych w próbach wody

Pobrane próbki wody przechowywano do dnia następnego w temperaturze 5°C. Następnie 100 ml próbki wody przenoszono do urządzenia filtrującego Microfil Vacuum Support firmy Millipore, po czym filtrowano przez sterylne czarne filtry membranowe firmy Millipore, o średnicy por 0,6µm (nr kat. AABG 047 SP) zgodnie z Väättänen (1976) i 0,2µm (nr kat. GSWG 047 SP) zgodnie z Maciejowską i wsp. (1981). Uzyskane po filtracji filtry wykładano na podłoże stałe YM (Lodder 1971, MacGillavray i Shiaris 1993).

3.4. Oznaczanie liczebności drożdży i grzybów drożdżopodobnych w próbach osadów dennych

Pobrane próbki osadów przechowywano do dnia następnego w temperaturze 5 °C. Ocenie poddano dwie warstwy osadu - powierzchniową, która obejmowała pierwszy centymetr pobranego materiału i kolejnych 5-7cm znajdującego się w rdzeniu osadu. Z prób osadów wykonywano dwa kolejne rozcieńczenia dziesiętne - 1:10 i 1:100. Z uzyskanych rozcieńczeń posiewano bezpośrednio w ilości 1ml i 0,1ml na podłoże stałe YM zgodnie z MacGillaray i Shiaris (1993).

Wszystkie posiewy wody i osadów wykonano w trzech równoległych powtórzeniach. W celu uzyskania najodpowiedniejszego podłoża stałego przeznaczonego do hodowli badanych grzybów przeprowadzono testy hodowli na podłożach:

Sabouraud zgodnie z Rodiną (1968), o składzie:

Neopepton	10g
Głukoza	40g
Agar	15g
Woda	1000ml (przefiltrowana woda z Zalewu Szczecińskiego)
pH	5,8

DM (organic carbon medium) zgodnie MacGillaray i Shiaris (1993) zawierającym:

Bacto Pepton	0,1g
Yeast extract	0,1g

FePO ₄	0,1g
Bacto Agar	18,0g
Woda	1000ml (przefiltrowana woda z Zalewu Szczecińskiego)
pH	4,5

YM (yeast extract - malt extract agar) zgodnie z MacGillaray i Shiaris (1993) o składzie:

Malt Extract	3g
Yeast Extract	3g
Bacto Pepton	5g
Glukoza	10g
Agar	20g
Woda	1000ml (przefiltrowana woda z Zalewu Szczecińskiego)
pH	4,5

Do podłoż DM i YM dodano tetracyklinę i sterptomycynę Tarchomińskich Zakładów Farmaceutycznych „Polfa”, w koncentracji końcowej odpowiednio 0,02µg/ml i 0,03µg/ml.

Płytki z materiałem z osadu i wody inkubowano przez 5 dni w temperaturze 20-22⁰C zgodnie z zaleceniem MacGillivary i Shiaris (1993) oraz Maciejowskiej i wsp. (1981). Z wyrosłych kolonii na podłożu stałym wykonywano preparaty mikroskopowe barwione metodą Grama, a następnie przesiewano na skosy i przechowywano w chłodni do dalszych jakościowych oznaczeń.

3.5. Identyfikacja drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z Zalewu Szczecińskiego

Wyizolowane drożdże i formy drożdżoidalne identyfikowano tradycyjnymi metodami, według klucza Loddera (1971) i Kockovej-Kratochvilovej (1990a). Cechy makroskopowe oceniano na podstawie wzrostu kolonii na podłożu Sabouraud (Rodina 1968). Do przeprowadzenia mikrohodowli wykorzystano podłoże Corn Meal Tween-80 Agar, firmy OXOID, zalecane przez Elmer i wsp. (1986), o składzie:

Corn meal extract	2g
-------------------	----

Agar	15g
Tween 80	0,1 ml
Woda destylowana	1000ml
pH	6,0

Określenie przynależności rodzajowej i gatunkowej potwierdzano metodami identyfikacji przy wykorzystaniu testów ID 32C firmy bioMerieux (nr kat. 32 200). W tym celu przygotowano zawiesinę drożdżaków o gęstości 2 w skali McFarlanda, a następnie wprowadzano w ilości 250µl do podłoża zawieszającego (C medium), poczym w ilości 135µl przenoszono na paski identyfikacyjne ID 32C. Inkubację przeprowadzano w temperaturze 30⁰C lub 24⁰C, przez 24-48 godzin (zestaw testów identyfikacyjnych podano w tab.2). Po czasie inkubacji dokonywano odczytów identyfikacyjnych w aparacie VITEK System ATB Expression firmy bioMerieux. Ustalenie warunków inkubacji poprzedziły testy w zakresie uzyskania optymalnej temperatury wzrostu.

Tab.2. Specyfikacja substratów wykorzystywanych w testach identyfikacyjnych ID 32C

SKRÓT NAZWY SUBSTRATU	SUBSTRAT	SKRÓT NAZWY SUBSTATU	SUBSTRAT
SOR	Sorbitol	GAL	Galaktoza
XYL	D-xyloza	ACT	Cykloheksamid
RIB	Ryboza	SAC	Sacharoza
GLY	Glicerol	NAG	N-acetylo-glukozaamina
RHA	Rhamannoza	LAT	Dl-mleczan
PLE	Palatynoza	ARA	L-arabinoza
ERY	Erytrytol	CEL	Celobioza
MEL	Melbioza	RAF	Rafinoza
GRT	Glukuronian	MAL	Maltoza
MLZ	Melecytoza	TRE	Trehaloza
GNT	Glukonian	2KG	2-keto-glukonian
LVT	Lewulinian	MDG	α-metylo-D-glukozyd
GLU	Glukoza	MAN	Mannitol
SBE	Sorboza	LAC	Laktoza
GLN	Glukozaamina	INO	Inozytol
ESC	Eskulina	O	Controla

3.6. Ocena aktywności enzymatycznej drożdży i grzybów drożdżopodobnych

Ocenę aktywności hydrolaz wyizolowanych szczepów przeprowadzano za pomocą zestawu API ZYM (nr kat. 2 5200) firmy bioMerieux. Podstawą analizy był test do oznaczania 19 enzymów z zastosowaniem substratów chromatogennych (tab.3). Przygotowaną zawiesinę, o gęstości 5-6 w skali McFarlanda, przenoszo w ilości 65µl na paski zestawu API ZYM i inkubowano w temperaturze 30⁰C przez 6 godzin. Odczytów wyników dokonano po dodaniu reagentów: ZYM A (nr kat. 7 047) i ZYM B (nr kat. 7048), zmieniających zabarwienie hodowli. Interpretacje aktywności enzymatycznej izolatów oparto na podstawie ustalonego zakresu wartości nanomoli odpowiadającym intensywności zmiany barw w skali API ZYM.

Tab.3. Specyfikacja enzymów ocenianych przy pomocy testów API-ZYM

SKRÓT NAZWY ENZYM.	ENZYM	NR KATALOG. ENZYMU
AIP	Fosfotaza zasadowa	E.C. 3.1.3.1.
AcP	Fosfataza kwaśna	E.C. 3.1.3.2.
Ph	Naftolo-AS-BI-fosfohydrolaza	E.C. 3.1.4.
Est	Esteraza (C4)	E.C. 3.1.1.1.
El	Lipaza esterazowa (C 8)	E.C. 3.1.1.2.
Lip	Lipaza (C 14)	E.C. 3.1.1.3.
Leu	Arylamidaza leucynowa	E.C. 3.4.1.1.
Val	Arylamidaza walinowa	E.C. 3.1.4.
Cys	Arylamidaza cystynowa	E.C. 3.1.4.
Try	Trypsyna	E.C. 3.4.21.4.
Chy	Chymotrypsyna	E.C. 3.4.21.1.
α Ga	α galaktozydaza	E.C. 3.2.1.22.
β Gk	β glukuronidaza	E.C. 3.2.1.31.
α Gl	α glukozydaza	E.C. 3.2.1.20.
β Gl	β glukozydaza	E.C. 3.2.1.21.
Nac	N-acetylo-β-glukozoaminidaza	E.C. 3.2.1.29.
aMa	α mannonidaza	E.C. 3.2.1.24.
α Fu	α fukozydaza	E.C. 3.2.1.38.

3.7. Pomiary wskaźników fizyko-chemicznych wody

Pomiary temperatury, pH, tlenu i przewodności na wszystkich stacjach badawczych zostały wykonane przez Zakład Oceanografii Wydziału Rybactwa Morskiego i Technologii Żywności.

Pomiarów temperatury (°C) i przewodności elektrolitycznej właściwej (µS/cm) dokonano na konduktometrze „Microprocessor conductivity meter LF196” firmy WTW.

Wielkości pH i zawartość tlenu w wodzie (mg/dm³) odczytane zostały za pomocą sondy tlenowej typ „WTW Ph 196” firmy WTW.

Procentowe nasycenie wody tlenem (%) obliczono przy użyciu Tablic Fox’a.

3.8. Obliczenia statystyczne

Uzyskane wyniki zostały opracowane statystycznie na bazie komputerowego programu statystycznego „Statistica”. Przeprowadzono analizę wariancji, oraz testy korelacji pomiędzy czynnikami abiotycznymi, a uzyskanymi ilościami drożdżaków.

Tab.4. Zakresy ilości drożdży i grzybów drożdżopodobnych od rodzaju zastosowanego filtra

RODZAJ FILTRA	LICZBA UZYSKANYCH KOLONI	
	JTK / g	
YM	4,12 x 10	
SABON-KAYD	1,2 x 10	
DM	1,0 x 10	

JTK - jednostka formowania kolonii

Wyniki pomiarów JTK wody przez filtry o dwóch różnych średnicach porównano w tab.4. Wykazano, iż zastosowanie filtrów o powierzchni 0,2µm jako doposażonych najniższymi wielkościami por, przy obciążeniu wodą drożdżową, uzyskuje się najmniej kolonii drożdży i grzybów drożdżopodobnych. W przypadku filtrów o średnicy 0,4µm, uzyskuje się więcej kolonii drożdży i grzybów drożdżopodobnych. Wyniki te potwierdzają, iż zastosowanie filtrów o średnicy 0,2µm jako doposażonych najniższymi wielkościami por, przy obciążeniu wodą drożdżową, uzyskuje się najmniej kolonii drożdży i grzybów drożdżopodobnych. Wyniki te potwierdzają, iż zastosowanie filtrów o średnicy 0,4µm, uzyskuje się więcej kolonii drożdży i grzybów drożdżopodobnych. Wyniki te potwierdzają, iż zastosowanie filtrów o średnicy 0,2µm jako doposażonych najniższymi wielkościami por, przy obciążeniu wodą drożdżową, uzyskuje się najmniej kolonii drożdży i grzybów drożdżopodobnych. Wyniki te potwierdzają, iż zastosowanie filtrów o średnicy 0,4µm, uzyskuje się więcej kolonii drożdży i grzybów drożdżopodobnych.

4. OMÓWIENIE WYNIKÓW

We wstępnej części badań przeprowadzono analizę porównawczą przydatności podłoży do izolacji drożdży i grzybów drożdżopodobnych z środowisk wodnych, najczęściej zalecanych przez autorów prac. Uzyskane wyniki przedstawiono w tab.4. Wskazują one, że pożywka YM posiadała najbardziej optymalny skład dla wzrostu badanych form. Wyrażało się to największą ilością uzyskiwanych kolonii drożdżaków. Przy zastosowaniu podłoża Sabouraud ogólna liczba izolowanych drożdżaków była nieznacznie niższa od wartości uzyskanych na pożywce YM. Podczas izolacji grzybów uzyskiwano także bardzo obfitą florę towarzyszącą, głównie bakteryjną. Uniemożliwiało to niekiedy policzenie kolonii drożdżaków. Skład podłoża DM był najprawdopodobniej zbyt ubogi dla grzybów drożdżoidalnych. Wyrażało się to czterokrotnie niższą liczbą izolowanych kolonii. Biorąc powyższe cechy przebadanych podłoży w dalszych badaniach stosowano wyłącznie pożywkę YM.

Tab.4. Zależność ilości drożdży i grzybów drożdżopodobnych od rodzaju zastosowanego podłoża

PODŁOŻE	LICZBA UZYSKANYCH KOLONII
	JTK / g *
YM	4,12 x 10
SABOURAUD	3,8 x 10
DM	1,0 x 10

*JTK - jednostki tworzące kolonie

Wyniki przesiewów prób wody przez filtry o dwóch różnych średnicach por zestawiono w tab.5. Wykazano, nieprzydatność zalecanych filtrów o porach 0,2µm, jako dopuszczalnych najniższych wielkości por, przy ocenie ilościowej drożdżaków. Uzyskane ilości izolatów drożdży i form drożdżopodobnych nie różniły się istotnie od wartości otrzymanych przy zastosowaniu filtrów o średnicy 0,6µm. Jednakże na filtrze o mniejszych porach wyrastało znacznie więcej kolonii bakteryjnych. Obfity wzrost tych mikroorganizmów w niektórych przypadkach ograniczał czytelność uzyskanego materiału na filtrze. Z tego względu do dalszych badań stosowano wyłącznie filtry o średnicy por 0,6µm.

Tab.5. Zależność ilości mikroorganizmów od rodzaju zastosowanego podłoża

ŚREDNICA POR STOSOW. FILTRÓW μm	DROŹDŻAKI JTK / 100ml	INNE FORMY JTK / 100ml
0,2	18,0	60
0,6	16,75	10

4.1. Analiza ilościowa

4.1.1. Ocena liczebności drożdży i grzybów drożdżopodobnych w osadach dennych Zalewu Szczecińskiego

Wyniki przedstawione w tab.6-8, wykazują, że drożdże i grzyby drożdżopodobne występujące w osadach Zalewu Szczecińskiego umiejscowione są głównie w przypowierzchniowej części osadu dennego. Głębsze warstwy osadu zawierają znacznie niższe ilości tych drobnoustrojów. W związku z powyższym, do dalszych opracowań statystycznych i graficznych wyniki liczebności grzybów w osadach opierają się na sumie liczby grzybów występujących w przypowierzchniowej i dolnej warstwie.

Sumaryczne wyniki badań osadów z trzech kolejnych lat przedstawiono w tab.9.

Tab.9. Zbiorcze zestawienie ilości drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w osadach dennych na poszczególnych stacjach w latach 1995-1997.

ROK BADANIA	STACJE POBORU PRÓB				ŚREDNIA JTK / g
	BT-3 JTK / g	WW-E JTK / g	W-4 JTK / g	MO-S JTK / g	
1995	22,7	12,6	24,8	20,3	20,1
1996	69,7	9,6	31,4	19,1	32,5
1997	73,1	69,2*	48,9	69,6*	65,2

* statystycznie potwierdzone różnice między poszczególnymi stacjami badawczymi w latach 1995-1997.

Najwyższą liczbę izolowanych drożdżaków - 65,2 JTK/g, stwierdzono w 1997 roku. Wyrażało się to w średniej rocznej ilości drożdży i grzybów drożdżopodobnych jak i w średnich rocznych z poszczególnych stacji. Interpretacja wyników potwierdzona została przez analizę statystyczną, która wykazała istotne różnice w ogólnej ilości uzyskanych izolatów

na stacjach WW-E i MO-S w 1997 roku. Ponadto stwierdzono, że średnie roczne ilości drożdżaków uzyskane na stacji BT-3 w kolejnych latach poboru prób były znacznie wyższe niż na pozostałych stacjach.

Wyniki badań ogólnej liczby analizowanych mikocenoz w osadach na stacji BT-3 przedstawiono na rys.4-6. Największe liczby JTK obserwuje się na tej stacji w miesiącach letnich w latach 1995-1996. W pierwszym roku poboru prób maksymalne wartości uzyskano w lipcu (68,0 JTK/g) i sierpniu (80,0 JTK/g). W następnym roku, maksymalną liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych - 440,0 JTK/g stwierdzono w sierpniu. W 1997 najwyższą liczbę szczepów - 318,0 JTK/g, wyizolowano w maju.

Badanie próbek pobranych na stacji WW-E - rys.7-9, wykazało, że w latach 1995 i 1996 liczba wyizolowanych JTK była niższa niż na stacji BT-3. Najwyższe ilości grzybów obserwowano w miesiącach jesiennych - 43,5 JTK/g w 1995 roku i 25,0 JTK/g w 1996 roku. Zupełnie inaczej kształtowały się natomiast wyniki w 1997 roku. Bardzo wysoką liczbę drożdżaków stwierdzono w maju, kiedy wyizolowano 476,0 JTK/g, oraz znaczny wzrost ich liczby w lipcu (236,0 JTK/g) i sierpniu (136,0 JTK/g).

Rys.10-12 przedstawia wyniki badań z miejsca poboru prób - W-4. Na stacji tej w 1995 roku maksymalny przyrost liczby badanych grzybów obserwowano w kwietniu (150,0 JTK/g), zaś w roku następnym w miesiącach jesienno - zimowych - w październiku (160,0 JTK/g) i grudniu (155,0 JTK/g). Rok 1997 był podobnie jak na innych stacjach odmienny co wyrażało się znacznie wyższą liczbą wyizolowanych drobnoustrojów przy czym szczyt namnażania się grzybów zaobserwowano w maju, kiedy w wyniku ilościowej analizy uzyskano wartość 302,0 JTK/g, oraz znaczny wzrost badanych drobnoustrojów w miesiącach czerwcu - 148,0 JTK/g i lipcu 192,0 JTK/g.

Analiza mikologiczna prób osadów ze stacji MO-S, przedstawiona na rys.13-15, dała rezultaty zbliżone do wyników uzyskanych z pozostałych punktów badawczych. Maksyma namnażania grzybów obserwowano w miesiącach wiosennych we wszystkich latach poboru prób. W 1995 roku miesiącem tym był kwiecień, kiedy uzyskano wartości 110,0 JTK/g, w 1996 roku w maju - 132,0 JTK/g. Również ten miesiąc był sprzyjający dla rozwoju drożdżaków w roku 1997. Wyizolowano 450,0 JTK/g, oraz stwierdzono znaczny wzrost grzybów w czerwcu - 148,0 JTK/g i lipcu - 192,0 JTK/g.

4.1.2. Ocena liczebności drożdży i grzybów drożdżopodobnych w wodzie Zalewu Szczecińskiego

Roczne zestawienie ilości drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w wodzie Zalewu Szczecińskiego przedstawia tab.10. Ustalono, że w roku 1997 ogólna średnia roczna ilości izolatów drożdżakowych (67,5 JTK/100ml) była nieznacznie wyższa od wartości uzyskanych w roku 1996 (40,8 JTK/100ml). Mimo nie istotnej statystycznie różnicy między średnimi z poszczególnych lat poboru prób, uzyskano potwierdzone statystycznie różnice między średnimi ilościami izolatów z poszczególnych miejsc poboru prób w latach przeprowadzania badań. Różniącymi się stacjami były BT-3, W-4 i MO-S. Również na podstawie analizy statystycznej wartości średnie uzyskane z prób pobranych ze stacji WW-E w roku 1997, jako najniższe, istotnie odbiegały od pozostałych wielkości. W 1996 roku natomiast najwyższe ilości drożdży i form drożdżopodobnych uzyskano na stacji W-4.

Tab.10. Zbiorcze zestawienie ilości drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach wody pobranych z Zalewu Szczecińskiego.

ROK BADANIA	STACJA POBORU PRÓB				ŚREDNIA JTK / 100ml
	BT-3	WW-E	W-4	MO-S	
	JTK / 100ml	JTK / 100ml	JTK / 100ml	JTK / 100ml	
1996	29,43	39,07	59,25**	35,36	40,8
1997	65,36*	45,50**	82,64*	76,64*	67,5

* statystycznie potwierdzone różnice między poszczególnymi stacjami badawczymi w latach 1996-1997.

** statystycznie różne stacje w poszczególnych latach poboru prób.

Do badań, których wyniki przedstawiono w tab.11-12, pobierano próbki wody z warstwy przydennej i przypowierzchniowej. Stwierdzono, że w przeważającej liczbie próbek wyższe wartości drożdży występują w warstwach przypowierzchniowych niż w przydennych. Maksima liczebności drożdżaków na poszczególnych stacjach występowały zazwyczaj w okresie letnim i w miesiącach zimowych w 1997. Do dalszej interpretacji wyników wykorzystano sumaryczne wartości ilości drożdży wyizolowanych z prób wody przydennej i przypowierzchniowej.

Wyniki ogólnej liczby drożdży i grzybów drożdżopodobnych dla prób wody ze stacji BT-3 przedstawiono na rys.16-17. Z zaprezentowanego zestawienia wyników, wynika że w 1996 roku sprzyjającym okresem dla rozwoju drożdżaków był miesiąc czerwiec, w którym liczebność badanych drobnoustrojów wynosiła 174,0 JTK/100ml. W roku następnym zaobserwowano dwa maksima w sierpniu, kiedy wyizolowano 252,0 JTK/100ml i 372,0 JTK/100ml w grudniu.

Na stacji WW-E w 1996 roku, znaczny wzrost liczby drożdży stwierdzono w lipcu - 115,0 JTK/100ml oraz wysoki w październiku - 239,0 JTK/100ml. W roku następnym wystąpiła sytuacja odwrotna. Najwyższe wartości obserwowano w lipcu, w miesiącu w którym wyizolowano 220,0 JTK/100ml oraz znaczny wzrost w grudniu, kiedy ilości drożdżaków ustalono na 119,0 JTK/100ml (rys.18-19).

Rys.20-21, przedstawiają zestawienie wyników analizy mikologicznej prób pobranych ze stacji W-4. W 1996 roku największe ilości badanych grzybów uzyskano w materiale pobranym w miesiącu lipcu - 441,5 JTK/100ml, oraz znaczny wzrost drożdżaków w październiku, kiedy uzyskano ilości 157,0 JTK/100ml z badanej wody. Analiza prób pobranych w następnym roku, wskazała również na miesiące letnie i jesienno - zimowe jako okres wzmożonego wzrostu grzybów. W czerwcu bowiem wyizolowano 450,0 JTK/100ml, a w grudniu 435,0 JTK/100ml.

Badania grzybów w wodzie na stacji MO-S przedstawione na rys.22-23 wykazały, że w roku 1996 największa liczebność drożdżaków wystąpiła w lipcu - 181,5 JTK/100ml oraz w grudniu - 119,0 JTK/100ml. W 1997 roku zauważono znaczny wzrost grzybów we wszystkich miesiącach poboru prób, z wyjątkiem listopada, kiedy wartość uzyskanych izolatów ustalono na 39,0 JTK/100ml. Maksymalny wzrost badanych drobnoustrojów natomiast stwierdzono w próbach z maja z ilością 230,0 JTK/100ml.

4.2. Ocena przynależności systematycznej drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z Zalewu Szczecińskiego

Kolejnym etapem badań była analiza przynależności gatunkowej szczepów pochodzących z osadów dennych i wyizolowanych z wody Zalewu Szczecińskiego. Ustalono występowanie 28 gatunków grzybów należących do drożdży właściwych i grzybów

drożdżopodobnych, przedstawionych poniżej według Barnetta i wsp. (1990)

Królestwo-	FUNGI
Gromada-	ASCOMYCOTINA
Klasa-	HEMIASCOMYCETACES
Rodzina-	SACCHAROMYCETACEAE
Rodzaj-	HANSENULA
	<i>H. saturnus</i> (Sydow et Sydow)
Rodzaj-	PICHIA
	<i>P. carsonii</i> (Phaff et Knapp)
Rodzaj-	SACCHAROMYCES
	<i>S. cerevisiae</i> (Meyer et Hansen)
	<i>S. kluyverii</i> (Phaff)
Rodzaj-	ZYGOSACCHAROMYCES
	<i>Zygosaccharomyces sp</i> (Guillirmond)
Gromada-	DEUTEROMYCOTINA
Klasa-	DEUTEROMYCETES*
Rodzaj-	AUREOBASIDIUM*
	<i>Aureobasidium pullulans</i> (de Bary)
Klasa-	BLASTOMYCETES
Rodzina-	CRYPTOCOCCACEAE
Rodzaj-	CANDIDA
	<i>C. colliculosa</i> (Meyer et Yarrow)
	<i>C. famata</i> (Meyer et Yarrow)
	<i>C. glabrata</i> (Yarrow et Meyer)
	<i>C. holmii</i> (Meyer et Yarrow)
	<i>C. incospicua</i> (Meyer et Yarrow)
	<i>C. intermedia</i> (Langeron et Guerra)
	<i>C. lambica</i> (von Uden et Buckley)
	<i>C. lipolitica</i> (Diddens et Lodder)
	<i>C. lusitaniae</i> (von Uden et do Cormo-Sousa)
	<i>C. parapsilosis</i> (Langeron et Talice)
	<i>C. sake</i> (von Uden et Buckley)
	<i>C. tropicalis</i> (Berkhout)
	<i>C. utilis</i> (Lodder et Kreger van Rij)
	<i>C. zeynoides</i> (Langeron et Guerra)

Rodzaj-	<i>CRYPTOCOCCUS</i> <i>C. albidus</i> (Skinner) <i>C. laurenti</i> (Skinner) <i>C. neoformans</i> (Vuillemin)
Rodzaj-	<i>RHODOTORULA</i> <i>R. glutinis</i> (Harrison) <i>R. rubra</i> (Lodder)
Rodzaj-	<i>TRICHOSPORON</i> <i>T. cutaneum</i> (de Beurmann et al.)
Rodzina-	<i>SPOROBOLOMYCETACEA</i>
Rodzaj-	<i>SPOROBOLOMYCES</i> <i>Sporobolomyces sp</i> (Kluyver et van Niel)

* systematykę podano wg Kockovej-Kratochvilovej (1990)

W próbkach wody i osadów dennych wspólnych dla ocenianych środowisk było 21 gatunków, tylko 1 występował w wodzie, a 5 było obecnych jedynie w osadach (tab.13).

4.2.1. Ocena przynależności systematycznej drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z prób wody

Badania różnicowania rodzajowego i gatunkowego wyizolowanych szczepów przedstawiono w tab.14-17. Stwierdzono, że na wszystkich stacjach w ciągu dwóch lat analizy wody najczęściej izolowane grzyby należały do dwóch rodzajów: *Candida sp* i *Rhodotorula sp*.

Analiza mikologiczna wykazała, że w roku 1996 na stacji BT-3 najczęściej obserwowanymi gatunkami były *Candida famata*, *Rhodotorula glutinis* oraz *Candida colliculosa*. W roku następnym nie stwierdzono jedynie tak obfitej ilości szczepów *Candida colliculosa* (tab.14).

W punkcie badawczym - WW-E, w 1996 roku dominantami były *Rhodotorula glutinis* oraz *Saccharomyces cerevisiae*. W 1997 roku nadal dominował pierwszy z wymienionych grzybów, przy czym zaznaczono zwiększenie ilości szczepów *Candida famata* (tab.15).

W 1996 roku na stacji W-4 najczęściej wykrywano trzy gatunki: *Rhodotorula glutinis*, *Cryptococcus laurenti* i *Cryptococcus albidus*. W następnym roku ponownie dominantem była *Rhodotorula glutinis*, a ponad 10% zidentyfikowanych szczepów należało do gatunku

Candida famata (tab.16).

Na stacji MO-S w latach poboru prób wody najczęściej wykrywanym gatunkiem, jak na w/w stanowiskach, była *Rhodotorula glutinis* (tab.17).

4.2.2. Ocena przynależności systematycznej drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z prób osadów dennych

Zestawienie rodzajów drożdży wyizolowanych z osadów dennych przedstawiono w tab.18-21. Jak wykazano na wszystkich stacjach w latach 1995-1997 w badanych próbkach osadów zawsze występowały grzyby z rodzajów *Candida* i *Rhodotorula*.

Zróżnicowanie gatunkowe szczepów wyizolowanych z osadów Zalewu Szczecińskiego przedstawiono w tab.18-21. Zestawienie ilościowe uzyskanych izolatów z poszczególnych gatunków, wskazuje, że najczęściej identyfikowane szczepy z rodzaju *Candida* sp należały do *Candida famata*, z rodzaju *Rhodotorula* sp natomiast do *Rhodotorula glutinis*.

W badanych mikocenozach wodnych i pochodzących z osadów wyróżniono na podstawie częstotliwości występowania, gatunki dominujące, które stale lub bardzo często występowały w analizowanych środowiskach i towarzyszące, których obecność była sporadyczna (tab.13). Gatunkami stale występującymi w analizowanych środowiskach były: *Candida famata*, *Cryptococcus albidus*, *Rhodotorula glutinis*, *Rhodotorula rubra*, *Trichosporon cutaneum*, *Saccharomyces cerevisiae*. Natomiast gatunek *Pichia carsonii*, stwierdzono jedynie w próbach osadów. W zależności od środowiska, miejsca oraz czasu poboru prób niektóre gatunki mogą być zaliczone do stale obecnych grzybów jak i do sporadycznie występujących. Przykładem takiego gatunku może być *Candida colliculosa*. Obecność w próbach wody we wszystkich latach poboru prób była stała jedynie na stacji BT-3. WW-E i W-4 to punkty w których każda analiza mikologiczna wykazywała obecność tego drobnoustroju, ale jedynie w roku 1996, na stacji MO-S natomiast jedynie w 1997 roku. Do grona stałych rezydentów włączono *Trichosporon cutaneum*, który jedynie w 1997 roku występował stale w materiale pobranym z punktów BT-3, WW-E i w próbkach wody ze stacji MO-S. W pozostałych latach występowanie tego gatunku ustalono jako sporadyczne (tab.13).

Za grzyby towarzyszące w Zalewie Szczecińskim należy uznać przede wszystkim: *Candida inconspicua*, *Candida glabrata*, *Candida holmii*, *Candida lipolitica*, *Candida*

parapsilosis, *Candida tropicalis*, *Aureobasidium pullulans*, *Saccharomyces kluyverii* i *Zygosaccharomyces sp* (tab.13).

Przykłady mikrohodowli drożdżaków przedstawiono na fot.1-14.

4.3. Ocena aktywności enzymatycznej drożdży i grzybów drożdżopodobnych

Ocenie aktywności enzymatycznej poddano przedstawicieli drożdży i grzybów drożdżopodobnych przynależących do rodzajów występujących w osadach i wodzie Zalewu Szczecińskiego. Ogółem przebadano 90 szczepów wyizolowanych grzybów z badanego akwenu.

Na podstawie przeprowadzonych badań stwierdzono, że szczepy wyizolowane z Zalewu Szczecińskiego wykazują szerokie spektrum enzymatyczne (rys.24). Przeprowadzając analizę występowania enzymów z grupy proteaz stwierdzono, że 81-100% badanych szczepów wykazuje proteolityczne właściwości w zakresie leucyny, waliny i cystyny. W przypadku karboksypeptydaz - obecność trypsyny i chymotrypsyny ustalono w nielicznych szczepach analizowanych gatunków. Również wysoki procent izolowanych szczepów wykazuje zdolność tworzenia kwaśnej i zasadowej fosfatazy oraz naftolu-AS-BI-fosfohydrolazy. Znaczna większość badanych drobnoustrojów wskazuje na obecność enzymów lipolitycznych. Aktywność metaboliczną w zakresie esterazy (C4), lipazy esterazowej (C8) i lipazy (C14) wykazało 100-74,4% szczepów. Nieznaczny procent badanych izolatów, jedynie 0-18,9%, wykazało obecność enzymów z grupy hydrolaz amylolitycznych (rys.24)

W dalszej części pracy analizowano aktywność enzymatyczną badanych szczepów dla których przyjęto następujące zakresy aktywności:

- | | |
|-----------|--------------------|
| 0 nmol | - brak aktywności |
| 0-20 nmol | - aktywność słaba |
| > 20 nmol | - aktywność wysoka |

Przeanalizowana aktywność enzymatyczna drożdży i grzybów drożdżopodobnych, zestawiona na rys.25, wskazuje na rodzaj *Rhodotorula sp* jako zespół mikroorganizmów o najwyższej aktywności enzymatycznej.

Rezultaty analizy aktywności enzymatycznej prezentowane są w tab.22. Wszystkie rodzaje grzybów wykazują wysoką aktywność proteolityczną w zakresie aryamidazy leucynowej. Szczególnie aktywne pod tym względem były gatunki: *Candida colicullosa*, *Candida crusei*, *Cryptococcus albidus* i *Saccharomyces laurenti*. Pozostałe aktywności enzymów z grupy proteaz dla badanych szczepów, stwierdzono na znacznie niższym poziomie aktywności.

Gatunki występujące w zbiorniku jakim jest Zalew Szczeciński, wykazują wysoką aktywność enzymatyczną dla kwaśnej i zasadowej fosfatazy oraz naftolu-AS-BI-fosfohydrolazy (tab.22). W przypadku kwaśnej fosfatazy najwyższą aktywność wykazały szczepy należące do rodzaju *Cryptococcus sp* i *Zygosaccharomyces sp* oraz gatunku: *Pichia carsonii* (rys.26). Najwyższa aktywność fosfatazy zasadowej natomiast, została stwierdzona dla gatunków z rodzaju *Candida* - *C. famata*, *C. lipolitica*, *C. sake* oraz *Hansenula saturnus*, *Pichia carsonii*, *Saccharomyces cerevisiae* i *Zygosaccharomyces sp* (tab.22). Gatunki z rodzaju *Cryptococcus*, *Rhodotorula*, oraz *Aureobasidium pullulans*, *Pichia carsonii* i *Hansenula saturnus* wysoką aktywność metaboliczną wykazały w zakresie enzymu naftolu-AS-BI-fosfohydrolazy (rys.26). Mimo znacznego udziału grzybów syntetyzujących enzymy lipolityczne, ich stopień aktywności ustalono na średnim poziomie. Na najniższym poziomie natomiast, ustalono aktywność enzymatyczną dla hydrolaz amylolitycznych (rys.26).

4.3. Ocena wskaźników fizyko-chemicznych

Przeprowadzona ocena czynników fizyko-chemicznych wody wskazała, że środowisko wodne Zalewu Szczecińskiego, pod względem średnich wartości ocenianych wskaźników, jest sprzyjające dla rozwoju drożdży i form drożdżoidalnych (tab.26).

Ustalony zakres warunków tlenowych w warstwie przypowierzchniowej i przydennej w latach poboru prób nie różnił się istotnie, a stwierdzone deficyty i przetlenienia na wszystkich stacjach badawczych miały miejsce incydentalnie. Najniższe wartości nasycenia tlenem uzyskano w miesiącu sierpniu w warstwie przypowierzchniowej w roku 1997 (tab.25), a w warstwie przydennej w roku 1995 w miesiącu lipcu (tab.23). Najwyższe natomiast wartości nasycenia tlenem w warstwie przypowierzchniowej uzyskano w miesiącu sierpniu w roku 1996 (tab.24), a w warstwie przydennej w miesiącu czerwcu w 1995 roku.

Dokonane pomiary odczynu wody w latach przeprowadzania badań wskazały na wartości pH w zakresie od obojętnego (pH 7), w miesiącu czerwcu w warstwie przypowierzchniowej (tab.24) do alkalicznych w miesiącu lipcu kiedy ustalono wartość maksymalną - pH 9,1 również w warstwie przypowierzchniowej (tab.24)

Średnie wartości pomiarów temperatury zestawiono w tab.26. Ustalono, że najchłodniejszym miesiącem zgodnie z okresem poboru prób był grudzień w 1997 roku (tab.25), natomiast najcieplejszy był sierpień tego samego roku (tab.25)

Zestawienie wartości przewodnictwa elektrolitycznego właściwego ze wszystkich miejsc poboru prób na Zalewie Szczecińskim, wykazało, że na stacji BT-3 wartości konduktancji we wszystkich latach przeprowadzania badań były najniższe, a średni zakres w czasie przeprowadzania badań wahał się 1193,9-1323,3 μ S/cm w warstwie przypowierzchniowej, a w przydennej 1342,0-1520 μ S/cm (tab.26). Najwyższe natomiast na stacji MO-S, których zakres dla średnich ustalono na poziomach 1585,7-2865,0 μ S/cm w warstwie przypowierzchniowej i przydennej 1816,6-3194,4 μ S/cm (tab.26)

1997	MO-S	DNO	12,7	8,1	10,2	1587,1
		POWIERZCHNIA	13,4	9,6	13,5	1481,7
	BT-3	DNO	12,3	8,4	9,8	1330,5
		POWIERZCHNIA	13,7	8,0	9,4	1323,3
	W-1	DNO	13,3	8,4	9,7	1542,0
		POWIERZCHNIA	13,8	8,2	9,4	1731,8
	W-4	DNO	12,4	8,2	8,0	1513,4
		POWIERZCHNIA	13,6	8,2	10,1	1480,3
	MO-S	DNO	12,4	8,3	9,3	1657,0
		POWIERZCHNIA	13,8	8,1	10,0	1725,0
		DNO	13,8	8,2	8,6	1816,6
		POWIERZCHNIA	14,4	8,1	9,4	3194,4

Tab.26. Średnie wartości wskaźników fizyko-chemicznych wody w miejscach poboru prób

ROK	STACJA POBORU	WARSTWA POBORU	TEMP. °C	pH	TLEN ml/dm ³	PRZEWOD. µS/cm
1995	BT-3	POWIERZCHNIA	13,0	8,2	10,7	1298,3
		DNO	12,7	8,1	10,3	1418,0
	WW-E	POWIERZCHNIA	13,4	8,2	12,8	2076,4
		DNO	13,0	8,2	11,1	2261,6
	W-4	POWIERZCHNIA	12,7	8,7	12,2	2091,6
		DNO	12,5	8,4	11,1	2556,0
	MO-S	POWIERZCHNIA	13,5	8,6	12,9	2865,0
		DNO	12,7	8,4	10,9	3194,4
1996	BT-3	POWIERZCHNIA	13,4	7,8	9,8	1193,9
		DNO	12,7	7,7	9,3	1520,4
	WW-E	POWIERZCHNIA	13,4	8,1	12,6	1430,2
		DNO	12,3	8,1	9,3	1902,5
	W-4	POWIERZCHNIA	13,5	8,5	11,0	1293,2
		DNO	12,7	8,1	10,2	1587,3
	MO-S	POWIERZCHNIA	13,4	8,4	12,5	1585,7
		DNO	12,3	8,4	9,6	1930,5
1997	BT-3	POWIERZCHNIA	13,7	8,0	9,4	1323,3
		DNO	13,5	8,0	9,1	1342,0
	WW-E	POWIERZCHNIA	13,5	8,2	9,4	1731,8
		DNO	13,4	8,2	9,0	1818,4
	W-4	POWIERZCHNIA	13,6	8,2	10,3	1480,3
		DNO	13,4	8,3	9,5	1685,0
	MO-S	POWIERZCHNIA	13,6	8,2	10,0	1725,0
		DNO	13,6	8,2	8,5	1816,6

5. DYSKUSJA

Osady zakładane przez człowieka, przekształcane z czasem w aglomeracje miejskie powstawały przede wszystkim w pobliżu zbiorników wodnych. Głównie ujścia rzek, głębokie zatoki mórz i oceanów gromadziły na swych wybrzeżach liczne skupiska ludzkie, których obecna, agresywna ingerencja w kształtowanie środowiska prowadzi do intensywnej degradacji naturalnych ekosystemów. Naturalnie zachodzący proces eutrofizacji opiera się na bardzo powolnych zmianach wynikających z napływu substancji ze zlewni i atmosfery do zbiornika. Jedynie nieliczne miejsca na ziemi pozostały nietknięte ręką cywilizacji. Procesy w nich zachodzące opierają się na naturalnych współzależnościach. Natomiast, skutki gospodarki ludzkiej - zrzuty ścieków komunalnych, przemysłowych, wycinki lasów jak i intensyfikacja rolnictwa doprowadziły do znacznego przyspieszenia użyźniania zbiorników jak i cieków, a więc również do zakłócenia stosunków biocenotycznych. Z istotnie zmodyfikowanymi zjawiskami przyrodniczymi wywołanymi poprzez działalność człowieka mamy także do czynienia w estuariach. Wszelkie zmiany zachodzące w zbiornikach wodnych znajdują odzwierciedlenie w strukturze i składzie osadów. Jednakże, dopiero od niedawna nastąpił znaczny i wszechstronny rozwój badań nad osadami dennymi. Środowisko to jest cennym źródłem informacji nie tylko dla geologów, ale również dla biologów i niektórych gałęzi gospodarki. Przeprowadzane badania nad strukturą osadów, stopniem zanieczyszczenia jak i zasobami pokarmowymi dla ryb są istotnym źródłem wskazówek w planowaniu wykorzystania zbiorników wodnych przez gospodarkę rybacką. Typowym estuarium zalewowym na wybrzeżu Bałtyckim jest Zalew Szczeciński, a zarysowany w niniejszej pracy obraz mikroflory osadów i wód pochodzący z tego zbiornika może być charakterystyczny dla estuarium poddanego silnej antropopresji.

Zgodnie z Majewskim (1980) dominującym typem osadów dennych na obszarze Wielkiego Zalewu Szczecińskiego jest podłoże muliste przechodzące w nielicznie występujące piaski muliste. Znaczną część zbiornika pokrywają również piaski o różnym stopniu ziarnistości. Jak przedstawiono na rys. 2, usytuowanie stacji badawczych ustalono w miejscach o zróżnicowanym typie dna. Punkty badawcze BT-3 i WW-E zlokalizowane były na obszarze dna mulistego, natomiast MO-S i W-4 obejmowały dno piaszczyste. Czynnikiem istotnie różniącym stacje poboru prób był również wpływ wód słonych wpływających

z Zatoki Pomorskiej. Ustalono, że w miejscach poboru prób MO-S i W-4 wartości konduktancji, będącej wskaźnikiem stopnia zmineralizowania wody, były najwyższe (tab.23-25). Znacznie niższe przewodnictwo elektrolityczne właściwe stwierdzono na stacjach WW-E i BT-3 (tab.23-25). Ponadto poszczególne stacje badawcze znajdowały się w zasięgu istotnie zróżnicowanej zawartości części organicznych w osadach dennych (rys.3). Stopień zróżnicowania ilościowego i jakościowego rodzimej materii organicznej jest istotnie powiązany z napływającymi ze zlewni związkami organicznymi. Wiadomym jest, że głównym źródłem zanieczyszczeń Zalewu Szczecińskiego są wody Odry wpływające przez Roztokę Odrzańską. Niosą one zanieczyszczenia spływające nie tylko z górnego biegu rzeki. Szczecin każdego dnia wprowadza do Odry, a przez nią do Zalewu 304,1 tys. m³ zanieczyszczeń z czego 144,2 tys. m³ jest oczyszczonych mechanicznie, a tylko 6,7 tys. m³ biologicznie (Mutko 1993). Nadmienić należy, że wody zrzutowe z oczyszczalni biologicznych zawierają bardzo duży ładunek mikroorganizmów (Karpisz 1982), głównie bakterii, które istotnie mogą wpłynąć na kształtowanie mikocenoz. Samo miasto Police dostarcza na dobę 5,8 tys. m³ nieczystości komunalnych. Natomiast z Zakładów Chemicznych „Police” odprowadzane są ścieki produkcyjne w ilości 82,4 tys. m³ na dobę, ponadto kombinat zrzuca 208,9 tys.m³ tzw. wód pochłodniczych i ścieków gospodarczych (Bosy 1990). Takie stężenie związków organicznych rozpuszczonych jedynie przez niosące je wody rzeczne dociera do stacji BT-3. Ocena ilościowa mikroflory pobranych w tym miejscu prób osadów dennych może być odzwierciedleniem stopnia zanieczyszczenia obszaru na który wody Zalewu mają najmniejszy wpływ. Wyniki analizy mikologicznej wody i osadów wykazały, że w tym miejscu ilości wyizolowanych drożdży i grzybów drożdżopodobnych były znacznie wyższe niż w pozostałych rejonach badań. Pozostałe bowiem stacje znajdują się na obszarze o znacznie mniejszym wpływie wód rzeki Odry. Co prawda także z północnych rejonów wybrzeża Zalewu Szczecińskiego spływają znaczne ilości ścieków bytowych i przemysłowych, ale ich wpływ na mikroflorę tego regionu nie jest tak wyraźny. Zgodnie z Tadajewskim i wsp. (1979), Świnoujście odprowadza 15,3 tys. m³ ścieków na dobę, z czego tylko 0,56 tys. m³ jest oczyszczona. Wolin natomiast, dostarcza 0,65 tys. m³ zanieczyszczeń, Znacznie mniejsza ilość wprowadzanych ścieków komunalnych i przemysłowych mogła być jedną z przyczyn występowania niższych ilości badanych grzybów w osadach na stacjach W-4 i MO-S w porównaniu ze stacją BT-3 (tab.9). Niewątpliwie zawartość materii organicznej w

osadach dennych jest jednym z czynników wpływających na zróżnicowanie ogólnej liczby drożdżaków. Innym bardzo istotnym elementem w kształtowaniu intensywności rozwoju tych drobnoustrojów mogła być struktura dna zbiornika. Mulistość dna bowiem, jako podłoże bogatego w składniki pokarmowe znacznie sprzyja intensywności rozwoju ilościowego mikocenoz w przeciwieństwie do podłoża piaszczystego, a więc znacznie uboższego w zasoby odżywcze. O takiej zależności wspominają również w swojej pracy Korniłowicz i Szember (1991). Autorzy ci, ustalili ponadto proporcjonalną zależność pomiędzy ilością grzybów, a stopniem użyźnienia zbiornika.

Sezonowe zmiany zachodzące w koncentracji materii organicznej w środowisku wodnym są głównym powodem zmian ilościowych wszystkich mikroorganizmów (Niewolak 1973; Donderski i Strzelczyk 1977). Taką zależność zaobserwowano także w środowisku wodnym Zalewu Szczecińskiego. Zwiększenie populacji drożdżaków w osadach w okresie wiosennym, ustalone na stacjach WW-E, W-4 i MO-S (rys.7-9;10-12; 13-15) związane jest prawdopodobnie z odpowiednim dla grzybów poziomem materii organicznej obecnej w zbiorniku w tym okresie, braku konkurencyjności np. ze strony bakterii, jak i naturalnych cech przystosowawczych grzybów np. zdolności do rozwoju w niskich temperaturach. Na wiosnę mamy także do czynienia również z intensywnym przemieszczaniem się allochtonicznej mikoflory, kiedy to woda z topniejącego śniegu i powierzchni okolicznych pól spływa do zbiornika wodnego. Część naniesionych drobnoustrojów opada na dno zwiększając autochtoniczną populację mikroorganizmów dennych, pozostała część natomiast, zdolna do swobodnego rozwoju w toni wodnej, staje się naturalnym komponentem hydrocenoz. Na wiosenne szczyty wzrostu ilości drożdżaków w osadach Zalewu Szczecińskiego miały również wpływ czynniki abiotyczne. Ustalono bowiem proporcjonalną korelację pomiędzy wzrostem konduktancji wynikającej z wiosennych wlewów mas wody słonej z Zatoki Pomorskiej do Zalewu Szczecińskiego, a ilością drożdżaków na stacjach WW-E, W-4 i MO-S. Zwiększone przewodnictwo elektrolityczne właściwe, może być więc jednym z czynników stymulujących intensywność rozwoju grzybów. Takiej zależności nie uwzględnił Donderski (1983) według którego, podstawową i jedyną przyczyną wzrostu ilości notowanych grzybów w środowisku wodnym jest bierne przenoszenie lądowej mikroflory. Autor ten jednocześnie zaobserwował nagły spadek ilości grzybów strzępkowych w następnym okresie czasu. Być może wynika to z niedostosowania tych form do rozwoju w

zbiornikach wodnych. Naniesione więc grzyby ubikwistyczne, którymi według Batki (1975) są jedynie drożdże i grzyby drożdżopodobne, wraz z drożdżakami stale obecnymi w zbiorniku, aktywnie rozwijają się dzięki napływowi rodzimej i lądowej materii organicznej (Quinn 1984). Ponowny wzrost mikroflory zaobserwowano w okresie jesiennym. Wystąpił on w próbach osadów na stacji WW-E (rys.7,8) oraz W-4 (rys.11) i był najprawdopodobniej spowodowany wzmożonym rozwojem fitoplanktonu w miesiącach letnich. Obumierające rośliny wyższe i komórki planktonu opadające w sezonie jesiennym na dno stają się obfitym źródłem pokarmu dla analizowanych form (Quinn 1984, Dynowska 1993). Jesienna aktywność grzybów prowadząca do ich intensywnego rozwoju, na stacji MO-S najprawdopodobniej została obniżona przez napływające wody z Zatoki Pomorskiej. Ustalono bowiem, odwrotnie niż w okresie wiosennym, że w miesiącach jesiennych kiedy wlewy wód słonych są największe, wraz ze wzrostem konduktancji następuje obniżenie ogólnej ilości badanych mikocenoz. Być może istniejąca granica tolerancji drożdży i grzybów drożdżopodobnych w zakresie zasolenia mieści się poniżej ustalonego zakresu przewodnictwa elektrolitycznego właściwego w miesiącach jesiennych. Ponadto, należy zwrócić uwagę na fakt, że w analizowanych próbkach wody i osadów nie stwierdzono obecności grzybów typowo morskich. Jakościowy, a zatem i ilościowy obraz mikroflory Zalewu Szczecińskiego tworzą gatunki najczęściej izolowane z śródlądowych zbiorników wodnych.

Odmienne niż na pozostałych stacjach badawczych, zróżnicowanie czasowe ogólnej liczby drożdży i form drożdżopodobnych ustalone na stacji BT-3 (rys.4-6), może być wynikiem specyficzności lokalizacji stacji (rys.1). Prace prowadzone na obszarze toru wodnego, jego systematyczne pogłębianie oraz stałe przeprawy statków wzdłuż toru wodnego prowadzą do ciągłego mieszania się wody z osadami. Ustalenie więc tendencji wzrostów i spadków liczebności badanych grzybów w tych środowiskach na stacji BT-3 jest znacznie utrudnione. Ponadto ustalono, że wzrost przewodnictwa elektrolitycznego właściwego w okresie wiosennym i jesiennym wpływał negatywnie na tempo wzrostu drożdżaków w osadach dennych i wodzie w tym miejscu poboru prób.

Ustalone zmiany w ogólnej liczbie grzybów w osadach Zalewu Szczecińskiego, nie charakteryzowały się tak intensywnym zróżnicowaniem czasowym, jak miało to miejsce w przypadku uzyskanych wyników analizy mikologicznej wody (rys.27-34). Zjawisko to, tłumaczyć można tym, że osady dennie nie ulegają tak nagłym zmianom zachodzącym w

środowisku, jak ma to miejsce w toni wodnej. Stwarza to bardziej korzystne warunki do zachowania naturalnych cech rozwojowych grzybów. Porównanie ogólnej ilości drożdżaków wyizolowanych z osadów i wody Zalewu Szczecińskiego (rys.35-36) wskazuje, że dostępność i bogactwo substancji biogennej w osadach w przeciwieństwie do koncentracji składników odżywczych w wodzie, sprzyja rozwojowi tych drobnoustrojów w środowisku stałym (Korniłowicz i Szember 1991). Istotnym wydaje się również fakt, o czym nie wspomina się w piśmiennictwie, że w niemalże wszystkich pobranych próbach wody i osadów z odpowiadających sobie stacji, zachodzą przedstawione na rys.27-34, odwrotnie proporcjonalne zależności w jednym z miesięcy letnich oraz jesienno - zimowych. Oznacza to, że przy wzroście ilości drożdżaków w osadach zaznacza się jednocześnie spadek ich ilości w wodzie. Zalew Szczeciński jest zbiornikiem płytkim w związku z tym mieszanie wody poprzez wiatry jak i przemieszczanie się jednostek pływających, nie tylko w linii toru wodnego, może powodować poderwanie górnej warstwy osadu wraz znajdującymi się w nim mikroorganizmami. Zwiększa to ilość drobnoustrojów w toni wodnej zmniejszając ich populację w osadach. Poparciem tej tezy, jak wykazano w badaniach własnych, może być fakt, że główne skupiska grzybów zlokalizowane są w górnej warstwie osadów. Powolne bierne opadanie uniesionych organizmów powoduje powrót do stanu wyjściowego. Brak prac analizujących różnice zachodzące w mikocenozach różnych środowisk tego samego zbiornika nie pozwala na określenie, czy obserwowane zmiany są typowe dla wszystkich zbiorników wodnych czy też mają miejsce jedynie w wysoce zeutrofizowanych płytkich estuariach.

Poziom związków organicznych, wzrastający wraz z dopływem rodzimej jak i lądowej materii organicznej jest czynnikiem stymulującym rozwój ilościowy i gatunkowy drożdżaków w wodzie (Niewolak 1973; Quinn 1984; Korniłowicz i Szember 1991). W dostępnej literaturze, dotyczącej przede wszystkim jezior i stawów, możemy napotkać na zróżnicowane opinie co do pory roku, w której wzrasta ilość drożdży i grzybów drożdżopodobnych (Niewolak 1975, 1976; Quinn 1984; Kwaśniewska 1988; Korniłowicz i Szember 1991; Slavikova i wsp. 1992; Korniłowicz 1994a; Dynowska 1995). Najczęściej autorzy prac są zgodni co do wiosennych i możliwych jesiennych szczytów występowania tych mikroorganizmów w wodach śródlądowych (Ahearn i wsp. 1968; Niewolak 1974; Quinn 1984; Korniłowicz 1994, 1994a; Dynowska 1993, 1995). Analizując jednak środowisko wód

słonnych i estuariowych zaznacza się często maksimum w okresie letnim (Meyers i wsp. 1969; Velegraki-Abel i wsp. 1987). Wody Zalewu Szczecińskiego należą do wód wysłodzonych (Mutko 1994). Mimo to stwierdzono, że wzrost liczebności w próbach wody miał miejsce zazwyczaj w okresie letnim, kiedy temperatura wody wynosiła powyżej 20°C. Nie stwierdzono co prawda statystycznie istotnej korelacji pomiędzy tym parametrem, a ilością grzybów, niemniej wiadomym jest, że w zakresie temperatur 17-22°C drożdże i formy drożdżopodobne rozwijają się najintensywniej (Kockova-Kratochvilona 1990; Barnett i wsp. 1990). Przy założeniu, że stwierdzone wzrosty ilości drożdżaków w osadach w okresie wiosennym i jesiennym są stymulowane czynnikami naturalnymi, to na wzrost ilościowy ustalony w miesiącach letnich w próbach wody powinny mieć wpływ dodatkowe czynniki. Jak podaje Majewski (1980) w okresie wiosennym dochodzi do znacznego wymieszania wód Zalewu Szczecińskiego w wyniku wzmagających się wiatrów północnych i północno-zachodnich. Można zatem przypuszczać, że poderwane z dna drożdżaki znajdują w toni wodnej nie tylko środowisko zawieszające ale również bogate źródło składników odżywczych, zwłaszcza, że w okresie letnim następuje intensywny rozwój fitoplanktonu. Drożdże i grzyby drożdżopodobne bowiem stanowią nieliczną grupę grzybów swobodnie rozwijającą się w toni wodnej (Batko 1975). Wzmożony rozwój drożdży i grzybów drożdżopodobnych w przeważającej ilości prób wody pobranych w miesiącach letnich, może być również efektem znacznie zwiększonego zainteresowania miejscowościami wczasowymi położonymi nad Zalewem Szczecińskim. Z masowym napływem turystów wiąże się istotnie znacznie zwiększona ilość ścieków odprowadzanych do zbiornika. Zasobność w związki organiczne sprzyja rozwojowi tych drobnoustrojów, o czym również wspominają w swoich pracach Niewolak (1973, 1975, 1976) i Korniłowicz (1991) prowadzący badania nad Jeziolem Piaseczno, zbiornikiem intensywnie wykorzystywanym turystycznie. Ekologiczne studia nad grzybami drożdżoidalnymi przeprowadził również Simard i Blackwood (1971, 1971a). Autorzy ci wykazali, że w miejscu wprowadzania ścieków do rzeki Św. Lawrensa, która jest odbiorcą ścieków komunalnych z Montrealu i Quebecu, nastąpił wyraźny wzrost metabolizmu grzybów. Jak przedstawiono na rys. 17, 18 i 23, liczebność grzybów w okresie letnim nie zawsze osiąga wartości równie wysokie jak w okresie wiosennym czy jesiennym. Powodem może być ilość i zasięg ścieków, a w tym przede wszystkim, znacznie wzrastająca w sezonie wakacyjnym, koncentracja detergentów. Związki te bowiem istotnie wpływają na

skład chemiczny wody, co może spowodować intensywniejszy rozwój bakterii heterotroficznych, które dzięki większej aktywności biochemicznej stają się bardziej ekspansywne i wypierają grzyby (Stangenberg 1967). Nie można także wykluczyć ich bezpośredniego, toksycznego działania na grzyby.

Istotny wpływ na kształtowanie tempa rozwoju organizmów w środowisku wodnym, a szczególnie w jej przypowierzchniowych warstwach, ma również ilość materii organicznej wyprodukowanej przez plankton na drodze fotosyntezy. W większości jezior skład gatunkowy i liczebność planktonu, a w tym mikroorganizmów, ulega znacznym zmianom w ciągu roku. W fitoplanktonie żywnych jezior nizinnych wiosną, jesienią i zimą przeważają na ogół okrzemki. Latem w największych ilościach występują sinice lub złotowiciowce (Stańczykowska 1997). Wzmószonemu rozwojowi organizmów tworzących zakwity w wodach Zalewu Szczecińskiego, początkowo towarzyszy spadek, na prawie wszystkich stacjach badawczych, ogólnej liczby drożdżaków w przypowierzchniowej warstwie wody. Później ich ilość zmniejsza się również w całej toni wodnej. W Zalewie jako jeziorze - estuarium w znacznym stopniu zeutrofizowanym dominującym przedstawicielem fitoplanktonu w ostatnich latach stał się *Microcystis aeruginosa* (Piesik 1992). W okresie letnim gatunek ten tworzy bardzo intensywne niemal monogatunkowe zakwity (niekiedy 98% ogólnej ilości osobników w fitoplanktonie), unoszące się na powierzchni wody. Omawiany gatunek należy do najbardziej toksycznych przedstawicieli algoflory, który nie jest zjadany przez zooplankton ze względu na nitkowate plechy i duże kolonie. Ryby również nie są zainteresowane tego typu dietą najprawdopodobniej z powodu wytwarzania przez *Microcystis aeruginosa* toksycznych związków chemicznych (Piesik 1992). Nie jest wykluczone, że toksyny te mogą mieć istotny wpływ na kształtowanie ilościowe i jakościowe mikroflory. Intensywny rozwój sinic w okresie letnio - jesiennym przyczynia się także do alkalizacji wody, co może istotnie wpływać na rozwój innych hydrobiontów. Nie stwierdzono jednak zależności między wartościami pH, a ilościowymi zmianami drożdżaków w tej warstwie wody. Zdania badaczy na temat wpływu pH na rozwój grzybów w wodzie są podzielone. Dynowska (1995) wskazuje nawet na intensywniejszy rozwój badanych przez nią grzybów przy $pH > 7$ i zmniejszający się udział ilościowy i gatunkowy wraz ze spadkiem tego czynnika. Mimo bardzo szerokiej tolerancji grzybów względem odczynu środowiska większość autorów prac wskazuje jednak na odczyn

lekko kwaśny jako optymalny dla rozwoju grzybów (Lodder 1971, Kockova-Kratochvilova 1990; Barnett i wsp. 1990)

Letnie zakwity fitoplanktonu związane z intensywnie przebiegającymi procesami fotosyntezy mogą prowadzić do znacznego przetlenienia wód w jej powierzchniowych warstwach. Drożdże i grzyby drożdżoidalne w znacznym stopniu odporne są na zmiany ilości tlenu w środowisku, dopiero znaczny nadmiar jak również drastyczny spadek nasycenia tlenem może powodować zmiany w morfologii i rozwoju grzybów (Dynowska 1995). W badaniach własnych ustalono, że w Zalewie Szczecińskim, skrajnie wysokie jak i skrajnie niskie stężenia rozpuszczonego tlenu w wodzie (tab.23-25) miały miejsce jedynie incydentalnie, i nie wpłynęło to w sposób istotny na ilość mikroflory w wodzie.

Wielce prawdopodobnym jest, że na jakościowy i ilościowy obraz rozwijających się w ekosystemie drożdży i grzybów drożdżopodobnych mogą mieć wpływ same drożdżaki. Grzyby te są mikroorganizmami mającymi zdolność wytwarzania toksyny killerowej, której działanie może spowodować ograniczenie wzrostu innych drobnoustrojów jak również poszczególnych jednostek systematycznych drożdżaków. Zgodnie z Vadkertiovą i Slaviková (1995), uwzględnić można antagonistyczne oddziaływanie rodzaju *Rhodotorula*, jak i gatunków *Cryptococcus laurenti* i *Cryptococcus albidus* względem rodzajów z *Ascomycetes* i *Basidiomycetes*. Aktywność toksyny wytwarzanej przez *Hansenula anomala* sprzyjać mogło hamowaniu rozwoju szczepów *Geotrichum candidum*, *Cryptococcus albidus* i *Sporobolomyces salmonicolor* w wodzie i osadach dennych.

W zakończeniu analizy czynników mogących mieć istotny wpływ na liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych w wodzie i osadach dennych, należy podkreślić rolę powodzi, która miała miejsce w Polsce na początku lipca 1997 roku. Nie miała ona jednak wpływu na obraz mikroflory Zalewu Szczecińskiego. Fala powodziowa dotarła do Szczecina na przełomie lipca i sierpnia. W żadnej z próbek wody i osadów dennych pobranych w sierpniu i wrześniu nie stwierdzono drastycznego wzrostu ani spadku ilości analizowanych mikroorganizmów.

Analiza mikroflory Zalewu Szczecińskiego nie obejmowała jedynie zmian ilościowych drożdży i grzybów drożdżopodobnych lecz także oceniano ich przynależność systematyczną. Przeprowadzona analiza jakościowa mikocenozy wykazała, że *Candida famata*, *Hansenula saturnus*, *Rhodotorula rubra*, *Rhodotorula glutinis* oraz *Cryptococcus albidus*, występowały

we wszystkich próbkach pobranych z wody i osadów (tab.13). Istotnym jest również, że gatunki te były jednocześnie dominującymi formami izolowanymi z analizowanych środowisk (tab.14-21). Niewątpliwie intensywny wzrost i większa aktywność fizjologiczna wymienionych rodzajów grzybów wynika z ilości i jakości wprowadzanych zanieczyszczeń do Zalewu Szczecińskiego. Już w 1960 roku Cooke i wsp., ustalili korelacje pomiędzy ilościowym i gatunkowym zróżnicowaniem drożdżaków, a stopniem zanieczyszczenia zbiornika. Jednocześnie autorzy tej publikacji zwracają uwagę, że w zbiornikach zeutrofizowanych dominującymi okazały się być gatunki z rodzajów: *Candida*, *Rhodotorula*, *Trichosporon* i *Cryptococcus*, ustalone w badaniach własnych jako formy dominujące (tab.14-21) i stale obecne (tab.13). Trudnym do wyjaśnienia jest brak istotnego zróżnicowania gatunkowego w zależności od miejsca poboru prób na Zalewie Szczecińskim (tab.14-21). W oparciu o piśmiennictwo można byłoby sądzić, że wraz z masą wód Odry wnoszone są do Zalewu duże ilości różnorodnych gatunków charakterystycznych dla środowiska lądowego (pola, lasy) oraz typowych dla zanieczyszczeń komunalnych. W próbach pochodzących ze stacji BT-3 powinno więc mieć miejsce największe zróżnicowanie gatunkowe. W pozostałych punktach badawczych, znacznie bardziej oddalonych od ujścia Odry, liczebność gatunków, przede wszystkim lądowych, powinna ulegać zmniejszeniu. Niestety takiego zjawiska nie zaobserwowano. *Pichia carsonii* jako gatunek lądowy (Barnett i wsp. 1990), była izolowana ze wszystkich prób osadów pobranych z Zalewu Szczecińskiego (tab.13). Trudno jest ustosunkować się, ze względu na brak piśmiennictwa, do przyczyn występowania takich gatunków drożdżaków jak: *Candida inconspicua*, *Candida lusitaniae* i *Candida tropicalis*, jedynie w osadach dennych (tab.13). Zaistniałe zjawisko może wynikać z preferencji środowiska w którym dostępność pokarmowa jest znacznie większa, a więc drożdże i grzyby drożdżopodobne znajdują w osadach warunki do rozwoju znacznie bardziej sprzyjające niż w wodzie. Powodem może być również fakt, że w osadach dennych zmagazynowane są główne zasoby fosforu - około 90,0% (Kajak 1995). Dla pełnego rozwoju grzybów drożdżopodobnych niezbędna jest obecność tego pierwiastka. Fosfor jest bowiem podstawowym składnikiem wykorzystywanym do tworzenia pseudostrzępek i plechy niektórych grzybów z rodzaju *Candida* (Dynowska i Giełwanowska 1991-1992). Stwierdzone występowanie w/w gatunków wyłącznie w osadach jest sprzeczne z literaturą (Barnett i wsp. 1990), zgodnie z którą dla

większości analizowanych drobnoustrojów naturalnym środowiskiem bytowania jest toń wodna (*Candida inconspicua*, *Candida lusitanae*, *Candida tropicalis*).

Candida jest rodzajem w którym wyróżnia się 155 gatunków. Środowiskiem ich bytowania może być woda, gleba, owoce, kora drzew, zwierzęta czy też ludzie (Barnett i wsp. 1990). Według Dynowskiej (1995) niektóre gatunki tego rodzaju mogą wskazywać na stan zanieczyszczenia środowiska oraz stanowić zagrożenie jako patogen. Przyjmuje się, że ponad 80% zakażeń grzybiczych wywołanych jest przez *Candida albicans* (Zaremba i Borowski 1997). Zastanawiającym jest brak tego gatunku w próbach pobranych z Zalewu Szczecińskiego. Drobnoustrój ten bowiem spośród drożdżaków pączkujących jest najczęściej izolowanym grzybem z zbiorników o znacznym stopniu użyczenia (Dynowska 1993a, 1995). Hinzelin i Block (1985), określali liczebność grzybów z rodzaju *Candida*, jako indykatorów skażenia kałowego wody, zanieczyszczeń ściekowych i obecności drobnoustrojów chorobotwórczych w środowisku. W wodzie chlorowanej występowanie tych grzybów, przede wszystkim *Candida albicans* jako wskaźników, dało bardziej miarodajną ocenę zanieczyszczenia niż przy zastosowaniu „miana coli”. W próbach wody i osadów z Zalewu Szczecińskiego rodzaj ten stanowił największy procent wyizolowanych rodzajów (tab.14-21). Dominantem był kosmopolityczny gatunek - *Candida famata*, którego synonimem jest *Torulopsis candida* (Lodder 1971). Drobnoustrój ten uznany jest za niedoskonałą formę *Debaryomyces hansenii* (Barnett i wsp. 1990). *Candida famata* jako grzyb ubikwistyczny swobodnie rozwija się w wodzie słodkiej i morskiej. Jej obecność związana jest niekiedy z infekcjami u ludzi (McGinnis 1980, Barnett i wsp. 1990), aczkolwiek ich przyczynowość jest kwestionowana (McGinnis 1980, Mok i Luizao 1982). Według Dynowskiej (1993a) względny źródłem pochodzenia tego drobnoustroju, jak i większości gatunków tego rodzaju, są ścieki komunalne i przemysłowe. Zanieczyszczenia wnoszone przez Odrę, oraz ścieki, których dostarczycielem są pozostałe miejscowości położone na wybrzeżu Zalewu Szczecińskiego, przede wszystkim Świnoujście, wpływają istotnie na intensywność rozwoju tego gatunku. Przeprowadzona analiza dominacji gatunkowej wykazała znaczny udział procentowy *Candida famata* w osadach na stacjach o największym wpływie zanieczyszczeń miejskich i przemysłowych (BT-3 i MO-S) (tab.18, 21). Ponownie jednak pojawia się trudny do wyjaśnienia problem tak znacznego udziału procentowego tego gatunku w osadach dennych, który zgodnie z literaturą (Barnett i wsp. 1990) najczęściej jest izolowany z wody.

O znacznym zanieczyszczeniu wód Zalewu Szczecińskiego ściekami komunalnymi świadczy także dominujący udział procentowy tak zwanych „pink yeast”, grzybów z rodzaju *Rhodotorula* - *Rhodotorula rubra* i *Rhodotorula glutinis*. (tab.14-21) W rodzaju tym Barnett i wsp. (1990) wyróżnili 18 gatunków i jest to grupa organizmów równie często jak *Candida* wymieniana, jako wskaźnik zanieczyszczenia środowiska. Dynowska (1993a) uznaje za źródło pochodzenia tych drobnoustrojów ścieki komunalne i przemysłowe. Jednocześnie sugeruje, aby *Rhodotorula glutinis* i *Rhodotorula muscilaginosa*, której obecności nie stwierdzono w próbach badanych środowisk, uznać za wskaźniki zanieczyszczenia fekalnego i ściekowego. Simard i Blackwood (1971, 1971a) dowiedli, że ilość nie przerobionych świeżych ścieków wpływa na intensywność wzrostu, gatunków z rodzaju *Rhodotorula*, przede wszystkim *Rhodotorula glutinis* i *Rhodotorula quiellermondii*, gatunku którego przedstawicieli również nie wykryto w badanych próbkach z Zalewu Szczecińskiego. Ponadto, autorzy ci dowiedli, że intensywnemu wzrostowi grzybów w wodzie, przede wszystkim „pink yeast”, towarzyszy degradacja liczby bakterii. Porównanie analizy bakteriologicznej przeprowadzonej przez Daczkowską-Kozon i wsp. (1996) z oceną mikologiczną osadów dennych Zalewu Szczecińskiego (miejsce poboru prób i czas, jest zgodny z obszarem badań własnych) nie wykazało podobieństwa zachodzących zjawisk w osadach, wykazanych przez Simarda i Blackwooda (1971, 1971a). Obecność i intensywność rozwoju stwierdzonych gatunków z rodzaju *Rhodotorula* w badanym akwenu, powinna być ściśle skorelowane z ilością związków organicznych wprowadzanych do akwenu. Takiej zależności, biorąc pod uwagę wielkość i miejsce wprowadzanych zanieczyszczeń, jednak nie ustalono. Zalew Szczeciński jest generalnie zbiornikiem bogatym w związki organiczne i zróżnicowanie ich koncentracji zależne od miejsca wprowadzenia ścieków nie miało najprawdopodobniej wpływu na ilościowy obraz gatunku *Rhodotorula glutinis* w wodzie i osadach dennych. Gatunek ten zgodnie z Barnettem i wsp. (1990) jest formą izolowaną równie często z wody jak i gleby. Ilościowe zróżnicowanie przestrzenne izolatów będzie więc również skorelowane z biernie przenoszonymi strukturami allochtonicznymi. Obserwowany znaczny udział *Rhodotorula glutinis*, przede wszystkim w próbach wody, na stacjach W-4 (tab.20) i MO-S (tab. 21), może wynikać z znacznie większego oddziaływania na te obszary słonych wód z Zatoki Pomorskiej. Grzyby bowiem z rodzaju *Rhodotorula* są uznanymi

saprofitami wód morskich (Batko 1975, Kochman 1986), izolowanymi z różnych głębokości i stosunkowo znacznych odległości od brzegu (Stańczykowska 1997)

Wspomniany przez Cooke'a i wsp. (1960) rodzaj - *Trichosporon*, występuje zazwyczaj w zbiornikach wodnych o podwyższonej zawartości siarczynów i siarczanów. Obecność tych związków skorelowana jest z intensywnymi procesami fermentacyjnymi ligniny. Grzyby te więc są bardzo dobrym wskaźnikiem świadczącym o zanieczyszczeniu roślinnym, a przede wszystkim o znacznym obciążeniu wody ściekami celulozowymi (Meyers i wsp. 1969). Rodzaj *Trichosporon* jest często określany jako keratynofilny grzyb glebowy oraz jako allochtoniczna forma rezerwuarów wodnych, szczególnie bogatych w związki organiczne wprowadzane z zanieczyszczeniami miejskimi (Dynowska 1996). W stawach hodowlanych Slavikova i Vadkertiova (1995), zwracają uwagę na intensywny rozwój *Trichosporon cutaneum*. Przyczyny intensywnego rozwoju stwierdzonych w środowisku mikroorganizmów autorka pracy tłumaczy ptasimi odchodami oraz rozkładem śniętych ryb. Znaczne ilości omawianego drobnoustroju (tab.14, 18), stwierdzono na stacji usytuowanej najbliżej ujścia Odry, BT-3 (rys.1) a więc w próbach wody i osadów w najmniejszym stopniu rozcieńczonych wodami zalewowymi. Wpływające wody niosą ścieki miejskie i przemysłowe, a w tym również zanieczyszczenia z Fabryki Papieru Szczecin-Skolwin. Do Odry zakład ten wprowadza ścieki, których głównym składnikiem są włókna celulozowe i kaolin. *Trichosporon cutaneum*, patogen, wywołujący często grzybice skóry, którego źródłem pochodzenia są ścieki komunalne (Dynowska 1993a), występuje na tej stacji najintensywniej. Na uwagę zwraca również fakt iż miejsce poboru prób znajduje się w bezpośrednim kontakcie z Trzebieżą, miejscem stacjonowania kutrów rybackich. Również w pobliżu Świnoujścia - stanowisko MO-S (rys.1), warunki rozwoju dla *Trichosporon cutaneum* wydają się być optymalne. Sprzyjają temu odprowadzane nieoczyszczone ścieki z bazy przetwórstwa ryb oraz wstępnie oczyszczone na osadnikach i łapaczach tłuszczu ścieki z wytwórni Mączki Rybnej odprowadzane do Świny, a przez nią do Zalewu (Landsberg-Ucziwek 1995).

Następnym analizowanym rodzajem w którym Barnett i wsp. (1990) wyróżnili 24 gatunki, był *Cryptococcus*. W próbach pobranych z osadów i wody Zalewu Szczecińskiego stwierdzono jedynie stałą obecność dwóch przedstawicieli tego rodzaju - *Cryptococcus laurenti* i *Cryptococcus albidus*(tab.13). Doniesienia naukowe dotyczące zależności występowania gatunków z tego rodzaju w zależności od czystości wody są rozbieżne.

Slavikova i Vadkertiova (1995) sugerują, że *Cryptococcus laurenti* jest ściśle związany z czystą świeżą i morską przybrzeżną wodą, jednakże niektórzy autorzy prac o tematyce mikologicznej (Pagnocca i wsp. 1989; Rosa i wsp. 1995) dopatrują się związku występowania tego drobnoustroju z wodami zanieczyszczonymi. Na terenach o znacznym obciążeniu wód ściekami, co ma miejsce w Zalewie Szczecińskim, obserwuje się również wzmożony rozwój gatunku *Cryptococcus albidus* (tab.14-21). Uwagę na tę relację zwraca w swojej pracy Rosa i wsp. (1995) oraz Aherm i wsp. (1969) podkreślając istotną ilościową dominację tego gatunku w wodach zeutrofizowanych stale zaopatrywanych w zanieczyszczenia komunalne i przemysłowe (Kwaśniewska 1988).

Drożdże i grzyby drożdżopodobne występujące w środowisku wodnym stanowią niewątpliwie ważny element modyfikujący to środowisko. Jak wiadomo wraz z zanieczyszczeniami atmosferycznymi i ściekowymi wprowadzana jest do wody ogromna ilość metali ciężkich (Świdarska-Bróz 1987, Reczyńska-Dudko 1991). W 1984 roku Rydziński przeprowadził badania na temat ilości żelaza wprowadzanego do Odry przez Zakłady Chemiczne „Police”. Okazało się, że wraz ze ściekami kontrolowanymi kombinat odprowadza około 1300 ton żelaza rocznie, a w postaci zrzutów niekontrolowanych około 120 ton. Wody Odry spływające z dorzecza, rocznie wnoszą także do estuarium 198 ton Pb; 182 ton Cu; 20,4 ton Cd; 14,6 ton Hg i 1039 ton Zn (Heybowicz i Rybiński 1988). Metale te w dużym stopniu, według Kufla i Kufla (1986), mogą być kumulowane przez przybrzeżne makrofity. Istotną rolę w rozkładzie tej roślinności odgrywają drożdże i grzyby drożdżopodobne (Rosa i wsp. 1995). Drobnoustroje te cechuje stosunkowo duża odporność na wysokie stężenia metali ciężkich jak i zdolność włączania tych pierwiastków we własny metabolizm (Dynowska 1995) Odporność na działanie czynnika jest uzależniona w znacznym stopniu od jego rodzaju i stężenia oraz gatunku na który działają (Jayasree i Saramma 1996). Ustalono w pobranych z Zalewu Szczecińskiego próbkach wody i osadów gatunki: *Aureobasidium pullulans*, *Candida famata*, *Cryptococcus albidus*, *Cryptococcus laurenti*, *Rhodotorula rubra* i *Trichosporon cutaneum* są formami zdolnymi do przeprowadzania aktywnych procesów eliminacji metali ciężkich ze środowiska (Rosa i wsp. 1995). Testy odporności drożdży grzybów drożdżopodobnych na działanie metali ciężkich - srebra, miedzi, kadmu, ołowiu i cynku w stosunku do *Candida parapsilosis* i *Debaryomyces hansenii* przeprowadzili Jayasree i Saramma (1996). Ponadto ustalono, że *Debaryomyces hansenii*

może kumulować ciez (Perkins i Gadd 1990), *Candida famata*, *Rhodotorula rubra* i *Saccharomyces cerevisiae* natomiast srebro (Kierans i Gadd 1990), zaś zjawisko biosorpcji miedzi stwierdzono u *Saccharomyces cerevisiae* (Huang 1990). Wszystkie z wymienionych powyżej drobnoustrojów miały udział w składzie gatunkowym mikocenoz Zalewu Szczecińskiego (tab.14-21). Można zatem domniemywać, że odgrywają one istotną rolę w eliminacji niesionych przez Odrę metali ciężkich.

Wraz z wpływającymi wodami do Zalewu Szczecińskiego wprowadzana jest znaczna ilość biogenów, w których istotny udział mają detergenty. Ich ilość niewątpliwie jeszcze wzrasta w okresie letnim, kiedy zaznacza się znaczny napływ wczasowiczów i następuje intensywne wykorzystywanie zbiornika w celach rekreacyjnych. Jayasree i Saramma (1996) wyznaczył drożdżakom znaczącą rolę w biodegradacji organofosforowych pestycydów. Związki te wykorzystywane są przez *Candida parapsilosis* i *Debaryomyces hansenii*, gatunki występujące w próbach pobranych z Zalewu Szczecińskiego (tab.13), jako źródła fosforu. Przyswajanie tego pierwiastka, jak wykazały badania przeprowadzone przez Naik i wsp. (1982, 1982a), uzależnione jest od cech gatunkowych drożdżaków, które mogą kumulować więcej fosforanów niż inne mikroorganizmy (Choi i Lee 1990). Fosfor i azot aktualnie uważane są za czynniki kształtujące poziom troficzności zbiornika. W przypadku bardzo silnego obciążenia ściekami z częściowo rozłożonymi odpadami bogatymi w związki azotowe odnotowuje się gwałtowny wzrost *Geotrichum candidum*, *Rhodotorula muscilaginosa* czy *Candida parapsilosis* (Tobak i Cooke 1968), co przyczynia się do eliminacji tego pierwiastka ze środowiska. W próbach pobranych z wody i osadów dennych Zalewu Szczecińskiego jedynie ostatni z wymienionych gatunków pojawiał się i to się sporadycznie. Z mikologicznego punktu może być to pośrednim dowodem na mniejszą ilość związków azotowych w stosunku do fosforanów wprowadzanych do zbiornika. Około 90% azotu deponowana jest w osadach dennych (Kajak 1995) - gdzie za przyczyną mikroorganizmów zachodzi proces remineralizacji większości martwych szczątków roślin i zwierząt. Znaczną część materii organicznej powierzchniowej warstwy mułu tworzą kompleksy ligninowo-humusowe - 34-78% (Rheinheimer 1977). Lignina jest szczególnie bogatym źródłem lignoprotein i heterocyklicznie związanego azotu niedostępnego dla roślin, jest jednakże najwolniej degradowanym składnikiem roślinnym.

Drobnoustroje rozkładając obumarłe szczątki, przyswajają i wykorzystują substancje organiczne do budowy biomasy komórkowej i jako źródło energii niezbędnej w procesach życiowych. W wodach o postępującym procesie eutrofizacji oraz podlegającym presji antropogenicznej, rozwijające się grzyby wykazują wysoką aktywność przede wszystkim w zakresie enzymów proteolitycznych i pektynolitycznych (Korniłowicz 1994, 1995). Pektyny występują w przestrzeniach międzykomórkowych młodych roślin. W ich degradacji biorą udział enzymy z grupy esteraz i depolimeraz (Schlegel 1996). Wyniki badań aktywności enzymatycznej wyizolowanych drożdżaków przedstawione w niniejszej pracy, wskazują że znaczna część badanych szczepów wyizolowanych ze środowiska Zalewu Szczecińskiego wykazała zdolność wytwarzania esteraz (tab.22). Enzymy te powodują rozszczepianie wiązań metyloestrowych pektyn uwalniając kwas pektynowy i metanol (Schlegel 1996). Autor sugeruje również, że zdolność wytwarzania enzymów rozpuszczających pektyny jest jednym z elementów warunkujących patogenność niektórych drobnoustrojów wobec roślin. Nie można zatem wykluczyć, że grzyby rozkładające pektyny są jednym z czynników regulujących rozwój flory zbiorników wodnych. Enzymy te należą do najbardziej rozpowszechnionych enzymów hydrolitycznych. Zwykle funkcjonują w systemach enzymatycznych, zlokalizowanych pozakomórkowo lub wewnątrzkomórkowo albo związane z błonami mogą być rozmieszczone na ich powierzchni. Rodziewicz i Sobieszczański (1988) podzielili tę grupę enzymów na: peptydazy, amidazy i esterazy, których zakres aktywności zależy od pH, specyficzności i właściwości katalitycznych. Rola proteinaz mikrobiologicznych polega głównie na depolimeryzacji wielkocząsteczkowych substratów białkowych do aminokwasów, które zostają zużyte do budowy białka komórkowego albo w warunkach beztlenowych ulegają dezaminacji z uwolnieniem amoniaku (Schlegel 1996). Wszystkie drobnoustroje w zależności od określonych warunków środowiska mają zdolność biosyntezy enzymów proteolitycznych. Warunki panujące w Zalewie Szczecińskim (tab.23-25), sprzyjają aktywności proteinaz alkalicznych specyficznych wobec aminokwasów i ocenianej w badaniach własnych leucyny (tab.22). Wśród drożdżaków rodzaje: *Candida* i *Trichosporon*, wyróżnia się jako drobnoustroje eukariotyczne o wysokiej aktywności proteolitycznej (Schlegel 1996). W zbiornikach wodnych i ich osadach powszechnie występują tłuszcze. Ich ilość regulowana jest poprzez produkcję roślinną i zwierzęcą jak i stopień zanieczyszczenia ściekami tego środowiska. W wyniku hydrolizy tłuszczu, przy udziale enzymów

lipolitycznych uwalniane są kwasy tłuszczowe oraz gliceryna stanowiąca ważne źródło energii. Produktami rozkładu tych związków w warunkach beztlenowych są natomiast CO₂ i metan (Rheinheimer 1977), który może być wykorzystywany przez drożdżaki w kolejnych procesach metabolicznych (Grabińska-Loniewska i wsp. 1996a). Badania zakresu działania enzymów lipolitycznych wyizolowanych szczepów z Zalewu Szczecińskiego wykazały, że większość z nich charakteryzuje bardzo wysoka aktywność. Wnioskować więc można, że badane drobnoustroje biorą aktywny udział w eliminacji tego rodzaju zanieczyszczeń. W rozkładzie związków organicznych istotną rolę odgrywają enzymy amylolityczne. Kręgiel (1998) sugeruje, że grzyby środowiska wodnego szczególnie z rodzaju: *Candida*, *Pichia* i *Hansenula* należą do najbardziej aktywnych pod względem amylolitycznym. Przedstawiciele tych rodzajów, wyizolowane w badaniach własnych (tab.13), charakteryzuje niska aktywność amylolityczna (rys.26). Najprawdopodobniej ustalone warunki hydrochemiczne (tab.23-25), w badanym akwenu, wpływały niekorzystnie na aktywność tej grupy enzymatycznej. Zbyt wysokie pH i zbyt niska średnia temperatura mogły być czynnikami obniżającymi aktywność enzymów z grupy amylaz. Willson i Ingledew (1982) wykazali w swoich badaniach, że obniżenie pH względem optimum powoduje mniejszą utratę aktywności niż podniesienie odczynu do obojętnego. Na istotny wpływ temperatury natomiast, wskazuje w swojej pracy Kręgiel (1998).

Rola drożdży i grzybów drożdżopodobnych w środowisku coraz bardziej doceniana jest w zakresie usuwania zanieczyszczeń występujących w ściekach. Grabińska-Loniewska i wsp. (1997) przeprowadziła badania określające zdolności wykorzystywania jako substratów wzrostowych trudno rozkładalnych związków występujących w ściekach przemysłowych. Wykazano, że *Candida famata*, *Candida sake*, *Candida tropicalis*, *Candida utilis*, *Rhodotorula rubra*, *Trichosporon cutaneum* i *Yarrowia lipolitica* mają zdolność wykorzystywania węglowodorów aromatycznych jako jedyne źródła węgla (Grabińska-Loniewska i wsp. 1996; 1996a). W środowisku naturalnym głównymi dostarczycielami związków organicznych zawierających pierścienie aromatyczne są rośliny. Naturalnymi produktami przemiany materii są fenole, mogą one być również wydzielane przez roślinność wodną i powstawać w procesach rozkładu białka. Znaczna jednak ilość tych substancji wprowadzana jest wraz ze ściekami, głównie przemysłowymi. W wysokich stężeniach fenole są substancjami toksycznymi negatywnie oddziałującymi na środowisko wodne, a w tym

na drobnoustroje. Zdolność adaptacji mikroorganizmów do zaistniałego stężenia fenolu w środowisku, decydować będzie o tempie jego biodegradacji (Schlegel 1996). Naturalną zdolność utylizacji fenolu wykazują grzyby z rodzajów: *Geotrichum*, *Trichosporon* i *Candida* ze szczególnym uwzględnieniem *Candida famata* i *Candida tropicalis*. Benzen i toluen metabolizowany jest przez: *Candida famata*, *Rhodotorula rubra* i *Trichosporon cutaneum* (Grabińska-Loniewska i wsp. 1996, 1996a). Istotną rolę przypisuje się *Candida tropicalis* i *Rhodotorula glutinis* w biodegradacji krezoli (Aitken 1989). Zgodnie z Maliszewską-Kordybach (1987) do grzybów wykorzystujących naftal jako jedyne źródło węgla zaliczyć należy *Saccharomyces cerevisiae*, *Candida lipolitica* i *Candida tropicalis*. Szczególną uwagę, Grabińska-Loniewska i wsp. (1996, 1997) zwraca na *Rhodotorula rubra* i *Candida famata*, które charakteryzują się zdolnością intensywnego wzrostu w szerokim zakresie węglowodorów aromatycznych wykorzystywanych jako jedyne źródło węgla. Wszystkie z wymienionych powyżej drożdżaków były istotnym komponentem mikocenozy Zalewu Szczecińskiego (tab.14-21). Jako wysokowydajne biochemicznie grzyby, znajdują więc zastosowanie w intensyfikacji procesu samooczyszczania zbiornika. Ponadto mogą metabolizować kwas octowy, mlekowy, metanol i glicerol wykorzystując je jako źródła węgla, a jednocześnie usuwać substancje szkodliwe ze ścieków (Grabińska-Loniewska i wsp. 1990, 1990a).

Wykazane w pracy różnicowanie ilościowe i gatunkowe drożdży i grzybów drożdżopodobnych może wskazywać na rodzaj i koncentrację wprowadzanych ścieków. Dominująca aktywność enzymatyczna szczepów izolowanych z Zalewu Szczecińskiego jest typowa dla wód zeutrofizowanych. Zbyt krótki okres badań jak i brak danych z dziedziny mikologii wód i osadów dennych, uniemożliwia podjęcie dyskusji na temat postępów w procesie degradacji tego akwenu. Podkreślić jednocześnie należy istotną rolę jaką odgrywają drożdże i grzyby drożdżopodobne w ograniczaniu dostępu zanieczyszczeń poprzez akumulację i czynny udział w procesach utylizacji ścieków wprowadzanych do Zalewu Szczecińskiego, a przez niego do Zatoki Pomorskiej i Bałtyku.

Przedstawione w niniejszej pracy wyniki badań wykazują, że drożdże i grzyby drożdżopodobne występujące w wodach Zalewu Szczecińskiego są składnikiem mikoflory charakterystycznym dla zbiorników słodkowodnych silnie zeutrofizowanych, a zatem można przypuszczać, że będą odgrywały istotną rolę w eliminacji zanieczyszczeń w badanym

zbiorniku. Drożdżaki jako istotny element życia biologicznego Zalewu Szczecińskiego odgrywają ważną rolę w łańcuchu pokarmowym. Wykorzystują one rozpuszczone w wodzie substancje organiczne i zazwyczaj stanowią pierwsze ogniwo rozkładu materii organicznej tworząc podłoże dla dalszych przemian przeprowadzanych przez bakterie. Nadmienić jednocześnie należy, że mikroflora jest wykorzystywana jako pokarm przede wszystkim przez zooplankton roślinożerny (konsumenci I rzędu) jak i przez drapieżców zooplanktonicznych (konsumenci II rzędu) (Rheinheimer 1977). W ten sposób drożdże i grzyby drożdżopodobne stają się składnikiem bazy pokarmowej, której bogactwo jest jednym z czynników wpływających na rozwój makrofauny. Masłowski (1991) ustalił, że dominującymi ilościowo gatunkami zasiedlającymi dno Zalewu Szczecińskiego są profundalne larwy *Oligochaeta*, a pod względem biomasy *Chironomidae*. Wśród *Chironomidae* prawie 100% całej liczebności stanowił *Chironomus f. l. Plumosus* (Kopczewski 1998), który zasiedla przede wszystkim osady zbiorników silnie zeutrofizowanych (Żmudziński 1997). Istniejące zaplecze pokarmowe w postaci w/w zwierząt, rozwijający się bujnie plankton jak i osiadłe zespoły roślinne (Chojnacki 1989, Masłowski 1991a, Radziejewska i Drzycimski 1990, Wolnomiejski i Grygiel 1994), stwarzają dogodne warunki dla rozwoju ryb. Długoletnie badania stanu jakościowego i ilościowego ichtiofauny Zalewu Szczecińskiego wskazują jednak na zmniejszenie zróżnicowania gatunkowego z 51 gatunków (Dunnin-Kwinta 1995) do 37 gatunków bytujących aktualnie w zbiorniku (Garbacik-Wesołowska 1994). Spowodowane jest to procesem postępującej eutrofizacji, która jest najistotniejszą przyczyną obserwowanych zmian. W zbiornikach takich, zmniejsza się liczebność naturalnych pelagicznych populacji ryb siejowatych (*Coregonidae*), a wzrasta liczba karpiowatych (*Cyprinidae*) (Szczerbowski 1993). Zgodnie z Kompowskim i Pieńkowskim (1992) na stopień eutrofizacji Zalewu Szczecińskiego wskazuje występowanie jako dominantów ryb karpiowatych (*Cyprinidae*), szczupakowatych (*Escocidae*) i okoniowatych (*Percidae*). Takie stanowisko potwierdził również Poleszczuk (1997), wykazując na podstawie 37 hydrochemicznych wskaźników jakości wody Zalewu Szczecińskiego, niedogodność środowiska dla rozwoju ryb łososiowatych (*Salmonidae*), których naturalna populacja praktycznie zanika w tym zbiorniku. Występowanie i rozwój tych organizmów jest charakterystyczny dla zbiorników oligotroficznych, a duża wrażliwość na zmiany środowiska

wpłynęła na uznanie rodziny łososiowatych (*Salmonidae*) jako wskaźników czystości wód (Lampet i Sommer 1996).

Szeroka plastyczność ekologiczna drożdży i grzybów drożdżopodobnych oraz niezmiennosc genotypowa, z którą mamy do czynienia w przypadku bakterii (Dynowska 1993a), ustalone współzależności między intensywnością wzrostu i zwiększoną aktywnością fizjologiczną, a stopniem i rodzajem zanieczyszczenia wprowadzonego do wody, spowodowało, że niektórzy mikolodzy zaproponowali traktowanie grzybów drożdżoidalnych jako bioindykatorów czystości wody (Cooke i wsp. 1960; Meyers i wsp. 1969; Simard i Blackwood 1971, 1971a; Simard 1971; Januszko 1976; Kwaśniewska 1988; Dynowska 1993, Dynowska 1997). Przeprowadzone badania mikrobiologiczne na zbiornikach o wysokim stopniu zanieczyszczenia, wykazały na ścisłe powiązania między bakteriami a grzybami. Guimaraes i wsp. (1993) ustalił w swojej pracy, pozytywną korelację pomiędzy ilością izolowanych szczepów *Pseudomonas aeruginosa*, a obecnymi w przypowierzchniowej warstwie wody Rio de Janeiro, patogennymi drożdżami, fekalnymi streptococcami, heterotroficznymi bakteriami oraz ilością coliform. Niestety w niniejszej pracy nie wykonywano równoległych badań oceniających tradycyjne wskaźniki czystości mikrobiologicznej wody, np. miano coli. Nie pozwala to zatem na ustosunkowanie się do powyższej sugestii. Badania mikrobiologiczne, oceniające współzależność pomiędzy poszczególnymi jednostkami systematycznymi drobnoustrojów, wskazują na celowość prowadzenia analiz w zakresie mikoflory jako niezależnego wskaźnika świadczącego o stopniu degradacji zbiornika. Jednocześnie ocena ilościowa i jakościowa zmian grzybów omawianych w niniejszej pracy, stanowi uzupełnienie badań monitoringowych Zalewu Szczecińskiego prowadzonych w różnych dziedzinach hydrobiologii, których wyniki świadczą o stale pogarszających się warunkach w Zalewie Szczecińskim. Poleszczuk (1997) uważa, że Zalew Szczeciński mimo intensywnego użyźniania powinna ominąć katastrofa ekologiczna. Niewielka głębokość zbiornika, intensywne falowanie spowodowane częstymi i silnymi wiatrami zachodnimi i północno-zachodnimi, okresowe wlewy wód morskich oraz odpowiednie koncentracje tlenowe, sprzyjają intensywności procesów samooczyszczania, w których istotną rolę ogrywają drobnoustroje, a wśród nich drożdże i grzyby drożdżopodobne.

6. WNIOSKI

1. W osadach Zalewu Szczecińskiego liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych jest znacznie wyższa od ilości tych drobnoustrojów w wodzie.
2. Najintensywniejszy rozwój grzybów w osadach przypada najczęściej na okres wiosenny. Możliwy jest również wzmożony rozwój drożdżaków miesiącach jesiennych.
3. W powierzchniowej warstwie osadów dennych znajduje się znacznie większa ilość drożdżaków w stosunku do wartości JTK w głębszych warstwach dna.
4. Liczebność mikroflory w wodzie i osadach uzależniona jest od miejsca poboru prób, co może wynikać z ilości materii organicznej na tym obszarze.
5. W środowisku wodnym maksymalny wzrost badanych mikocenoz przypadał na okres letni.
6. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych w przypowierzchniowej warstwie wody była wyższa od ilości tych drobnoustrojów w warstwie przydennej.
7. Stwierdzono okresowe występowanie odwrotnie proporcjonalnej zależności pomiędzy ilością drożdżaków w wodzie i osadach.
8. Ustalono korelację pomiędzy ilością grzybów a przewodnictwem elektrolitycznym właściwym. Nie stwierdzono współzależności pomiędzy wartościami JTK, a ilością rozpuszczonego tlenu w wodzie, temperaturą i pH.
9. Dominującymi rodzajami drożdży i grzybów drożdżopodobnych w wodzie i osadach Zalewu Szczecińskiego były *Rhodotorula* i *Candida*.
10. Gatunkami stale obecnymi i dominującymi ilościowo w wodzie i osadach Zalewu Szczecińskiego były *Candida famata* i *Rhodotorula glutinis*.
11. Ustalono, że gatunek stale obecny - *Pichia carsonii*, oraz sporadycznie izolowane: *Candida incospicua*, *Candida intermedia* i *Candida tropicalis*, występowały jedynie w osadach.
12. Nie stwierdzono zróżnicowania gatunkowego drożdży i grzybów drożdżopodobnych w zależności od miejsca poboru prób.
13. Wykazano, że badane szczepy grzybów charakteryzują się szerokim spektrum enzymatycznym.
14. Stwierdzono, że rodzaj *Rhodotorula* jest grupą grzybów o najwyższym stopniu aktywności enzymatycznej.

15. Badane szczepy drożdżaków wykazują wysoką aktywność w zakresie enzymów proteolitycznych, średnią aktywność lipolityczną, natomiast stosunkowo niską aktywność amylolityczną.

16. Sugeruje się, że drożdże i grzyby drożdżopodobne mają znaczący wkład w procesy oczyszczania wód Zalewu Szczecińskiego i stanowią ważny element łańcucha pokarmowego.

- Chaplain, Antoine van Leeuwenhoek Supplement Yeast Symposium, vol. 35.
1. Abena D.O., Roth F.J., Meyers S.P., 1969. Ecology and characterization of yeasts from aquatic regions of South-Florida. Mar. Biol., vol. 1: 291-304.
2. Andrad T., Juárez R. V., Gustafsson L., 1995. Yeast colonizing the intestine of rainbow trout (*Salmo gairdneri*) and turbot (*Scophthalmus maximus*). Microb. Ecol., vol. 35 (5): 321-334.
3. Barnett J.A., Payne R.W., Yarrow D., 1990. Yeasts characteristics and identification. Cambridge Univ. Press, New York.
4. Batko A., 1975. Zarys hydromykologii. PWN, Warszawa.
5. Bosy S., 1990. Źródła zanieczyszczeń wód w rejonie planowanych wolnych obszarów celnych i specjalnych stref ekonomicznych. Mat. I Sejmiku Ekologicznego PTP, Szczecin 1990, vol. 2: 69-82.
6. Brown M.R., Barrett S.M., Valkman J.K., Newhol S.P., Nell J.A., Allan G.L., 1996. Biochemical composition of new yeasts and bacteria evaluated as food bivalve aquaculture. Aquaculture, vol. 143: 341-360.
7. Buchholtz W. (red) 1991. Monografia Dolnej Odry. Hydrografia i hydrodynamicz. P. Nauk. IBW PAN Gdańsk, vol. 25: 1-105.
8. Choi Y.K., Lee H.J., 1990. Proteolysis action of phosphate accumulating yeast. IBC 4, Abstract 225.
9. Chojnacki J.C. 1989. Hydrobiologia Zalewu Pomorskiego i estuarium Odry. Ochrona wód Bałtyku (estuarium Odry-Zalewu Pomorskiego). Seminarium polsko-szwedzkie XXXV lat Akademii Rolniczej, 27-28 września 1989, Szczecin: 21-27.
10. Cole J.J., Caraco N.F., 1990. The pelagic microbial food web of oligotrophic lakes. [w] Ford T.B. (ed.), Aquatic Microbiology. Blackwell Scientific Publications Boston: 101-111.

7. BIBLIOGRAFIA

1. Adler L., 1994. Response of the yeast *Saccharomyces cerevisiae* to salt stress: International Marine Biotechnology Conference, 7-12 August 1994. Tromsø Norway.
2. Ahearn D.G., Meyers S.P., Cook W.L., Hansen G., 1968. Ecology of yeasts from Lake Champlain. *Antonie van Leeuwenhoek. Supplement: Yeast Symposium*, vol. 35.
3. Ahearn D.G., Roth F.J. Meyers S.P., 1969. Ecology and characterization of yeasts from aquatic regions of South Florida, *Mar. Biol.*, vol. 1: 291-308.
4. Andlid T., Juarez R. V., Gustaffson L., 1995. Yeast colonizing the intestine of rainbow trout (*Salmo gairdneri*) and turbot (*Scophalmus maximus*). *Microb. Ecol.*, vol. 35 (5): 321-334.
5. Barnett J.A., Payne R.W., Yarrow D, 1990. *Yeasts characteristics and identification*. Cambridge Univ. Press, New York.
6. Batko A., 1975, *Zarys hydromykologii*. PWN, Warszawa.
7. Bosy S., 1990. Źródła zanieczyszczeń wód w rejonie planowanych wolnych obszarów celnych i specjalnych stref ekonomicznych. *Mat. I Sejmiku Ekologicznego PTP, Szczecin 1990*, vol. 2: 69-82.
8. Brown M. R., Barrett S. M., Volkman J. K., Nearhos S. P., Nell J. A., Allan G. L., 1996. Biochemical composition of new yeasts and bacteria evaluated as food bivalve aquaculture. *Aquaculture*, vol. 143: 341-360.
9. Buchholtz W, (red) 1991. *Monografia Dolnej Odry. Hydrografia i hydrodynamika*. Pr. Nauk. IBW PAN Gdańsk, vol. 25: 1-103.
10. Choi Y.K., Lee H.J., 1990. Protoplast fusion of phosphate accumulating yeast. *IMC 4*, Abstract: 225.
11. Chojnacki J.C., 1989. Hydrobionty Zatoki Pomorskiej i estuarium Odry. *Ochrona wód Bałtyku (estuarium Odry-Zatoki Pomorskiej)*. Seminarium polsko-szwedzkie. XXXV lat Akademii Rolniczej, 27-28 wrzesień 1989, Szczecin: 21-27.
12. Cole J.J., Caraco N.F., 1993. The pelagic microbial food web of oligotrophic lakes. [w]: Ford T.E.. (red.), *Aquatic Microbiology*. Blackwell Scientific Publications Boston: 101-

13. Connell L.B., 1994. Biogeographic observations on Souther Georgia marine yeasts. *JUS.*, vol. 29 (5): 143.
14. Cooke B., Phaff H., Miller M., Shifrine M., Knapp E.P., 1960. Yeasts in polluted water i sewage. *Mycol.*, vol. 52 (2): 210-230.
15. Couto B.M.M., Hartog B.J., Hofstra H., Vossen J.M.B.M., 1996. Identification of spoilage yeasts in food-production chain by microsatellite polymerase chain reaction fingerprinting. *Food Microbiol.*, vol 13 (1): 59-67.
16. Coutteau P., Dravers M., Dravers P., Leger P., Sorgeloos P., 1993. Manipulated yeast diets and dried algae as partial substitute for live algae in the juvenile rearing of the manila clam *tapes philippinarum* and Pacific oyster *Crassostrea gigas*. *Production Envirom. and Quality*, vol. 18: 523- 31.
17. Czczuga B., Muszyńska E., Wossughi G., Kamaly A., Kiziewicz B., 1995. Aquatic fungi on the eggs several species of *Acipenseridae* fishes. *Acta Ichtiologica et Piscatoria*, vol. 25 (2): 71- 79.
18. Daczowska-Kozon E., Bogusławska-Wąs E., Dąbrowski W., Radziejewska T., Masłowski J., Dworczak H., 1996. Effects of the Odra River discharge on microflora abundance in sediments of the Szczecin Lagoon. Ecology, protection, shaping of costal zone of Southern Baltic. *International Symposium 23-25 maj 1996, Słupsk.*
19. Dojlido J.R., 1995. *Chemia wód powierzchniowych*. Wyd. Ekonomia i Środ. Białystok.
20. Donderski W., Strzelczyk E., 1977. Bacteriological studies of the mesotrophic lake Jasne. *Ibid.*, vol. 40: 15-27.
21. Donderski W., 1983. *Tlenowe bakterie heterotroficzne jezior o różnej trofii*. Praca habil., Uniwersytet M. Kopernika, Toruń.
22. Drzycimski I., 1986. Niekorzystne zmiany w biocenozie Zalewu Szczecińskiego. *Aura*, vol. 7: 10-11.
23. Ducklow H.W., Shiah F.K. 1993. Bacterial production in estuaries. Ford T.E. (red.), *Aquatic microbiology*. Blackwell Scientific Publication, Boston: 261-288.
24. Dunnin-Kwinta I., 1995. Próba określania przyczyn fluktuacji połowów na Zalewie Szczecińskim w powojennym półwieczu. *Europejski ład ekologiczny a problemy ochrony środowiska krajów nadbałtyckich*. Autonomiczny Komitet Espertów Ekologicznych, Warszawa: 104-109.

25. Dynowska M., Giełwanowska I., 1991-1992. The influence of senescence on fungi of the genus *Candida*. *Acta Mycologica*, 27 (1): 33-40.
26. Dynowska M., 1993. Przyczynek do znajomości grzybów drożdżoidalnych jezior Olsztyna. *Acta Mycologica*, vol. 28: 61-68.
27. Dynowska M., 1993a. Znaczenie grzybów drożdżopodobnych w ocenie czystości wód. Analizy środowiskowe. Mikrobiologiczne wskaźniki czystości wód. Bibl. Monit. Środ. – PIOŚ, Warszawa.
28. Dynowska M., 1995. Drożdże i formy drożdżopodobne jako czynniki patogenne oraz bioindykatory ekosystemów wodnych. Praca habilitacyjna. WSP, Olsztyn.
29. Dynowska M., 1996. *Trichosporon species* isolated from human respiratory system. *Acta Mycologica*, vol. 31(2): 137-141.
30. Dynowska M., 1997. Yeast-like fungi possessing bio-indicator properties isolated from the Łyna river. *Acta Mycologica*, vol. 32 (2): 279-286.
31. Elmer W.K., Stephen D.A., Dowell V.R.jr, William M.J., Herbert M.S., Washington C.W.jr, 1986. Color atlas and textbook of diagnostic microbiology. Dorothy J. Slater School of Microbiology University of Melbourne, Victoria.
32. Fell J.W., Kurtzman C.P., Tallman A.S., Buck J.D., 1988. *Rhodospiridium fluviale sp. nov.*, a homokaryotic red yeast from a subtropical brackish environment. *Mycol.*, vol. 80 (4/5): 560-564.
33. Fell J.W., Statzell-Tallman A.S., Lutz M.J., Kurtzman C.P., 1992. Partial rRNA sequences in marine yeasts: a model for identification of marine eukaryotes. *Mol. Mar. Biol. Biotechnol.*, vol. 1 (3): 175-186.
34. Fell J.W., 1993. Rapid identification of yeast species using three primers in a polymerase chain reaction. *Mol. Mar. Biol. Biotechnol.*, vol. 2 (3): 174-180.
35. Ford T.E.(red.), 1993. Aquatic Microbiology. Blackwell Scientific Publications, Boston.
36. Galas E., Kwapisz E., Taragasz-Szymańska A., Antczak T., Oryńska A., 1997. Charakterystyka wybranych szczepów bakterii degradujących węglowodory ropy naftowej. *Biotechnologia*, vol. 1(36): 145-157.
37. Garbacik-Wesołowska A., 1994. Ichtiofauna i gospodarka rybacka Zalewu Szczecińskiego. [w:] Mutko T. (red), Zalew Szczeciński Wielki Zalew. Zmiany jakościowe i ilościowe w wieloleciu. Bibl. Monit. Środ. WIOŚ, Szczecin: 55-62.

38. Gericke H., Rheinheimer G., 1991, Degradation of p-nitrophenol by natural microbial communities from the estuary of the river Elbe, Kiel Meer. Sonderh.: 55-58.
39. Goodsell D. S., 1995, Tajemnice życia. Co potrafią żywe komórki. WN-T, Warszawa
40. Gotowczyc M., Oberman H., Drewicz E., 1992. Występowanie czynnika killerowego u drożdży. *Biotechnologia*, vol. 2 (17): 36-43.
41. Grabińska-Loniewska A., 1990. Wpływ wybranych związków węgla na kształtowanie się biocenozy w procesie usuwania azotu metodą denitryfikacji. *Wyd. Pol. Warsz. Inż. Sanit. i Wod.*, vol. 10: 1-18.
42. Grabińska-Loniewska A., Slavikova E., 1990a. Fungi in denitrification unit biocenosis. *Wat. Res.*, vol. 24: 565-572.
43. Grabińska - Loniewska A., Słomczyński T., Pajor E., Kołosowska K., 1996. Occurrence of fungi degrading aromatic hydrocarbons in activated sludge biocenoses. *Acta Mycologica*, vol. 31 (1): 67-75.
44. Grabińska-Loniewska A., Słomczyński T., Pajor E., 1996a. Rola grzybów mikroskopowych w usuwaniu zanieczyszczeń występujących w ściekach. *XXIII Zjazd Towarzystwa Mikrobiologów*, 17-19 wrzesień 1996, Łódź: 114.
45. Grabińska-Loniewska A., Pajor E., Slavikova E., 1997. Comparative analysis of yeast-like species potentially useful to environmental biotechnology. *Acta Mycologica*, vol. 32 (1): 99-106.
46. Grabińska-Loniewska A., Slavikova E., 1997a. *Geotrichum capitatum*, a new isolate degrading phenol. *Acta Mycologica*, vol. 30 (2): 207-211.
47. Guimaraes V.F., Araujo M.A.V., Mendonca-Hagler L.S.C., Hagler A.N., 1993. *Pseudomonas aeruginosa* and other microbial indicators of pollution in fresh and marine waters of Rio de Janeiro. *Environ. Toxicol. Water Qual.*, vol. 8 (3): 313-322.
48. Gunasekaran M., Hughes W.T., 1980. A rapid method for identification of different species of *Candida*. *Mycol.*, vol. 72: 505-511.
49. Heybowicz E., Rybiński J., 1988. Odpływ metali Wisłą i Odrą w 1987 roku. *Mat. Symp. Usuwanie metali ciężkich z wody i ścieków. Pol. Kom. Międzynar. Stowarzyszenie Badań Zanieczyszczeń i Ochrony Wód (AWPRC)*, Warszawa: 235-244.
50. Hinzeln F., Block J.C., 1985. Yeasts and filamentous fungi in drinking water. *Environ. Technol. Lett.*, vol. 7(3): 101-106.

51. Hobbie J.E., 1976. Nutrients in estuary. *Oceanus*, vol. 19 (5): 41-47.
52. Howarth R.W., 1993. Microbial production in estuaries. [w]: Ford T.E. (red.), *Aquatic microbiology*. Blackwell Scientific Publication, Boston: 238-260.
53. Huang C.P., 1990. The removal of Cu (II) from dilute aqueous solutions by *Saccharomyces cerevisiae*. *Water Research*, vol. 24 (4): 433-439.
54. Isaeva N. M., Nagornaya S. S., 1991. Role of yeast microorganisms in aquaculture. *Gidrobiol. Zh. Hydrobiol.*, vol. 27 (6): 30-36.
55. Januszko T., Kompleksowa ocena stanu czystości wody rzeki Supraśl. *Rocz. AM, Białystok*, vol. 27: 83-94.
56. Jayasree R., Saramma A.V., 1996. Effect of pesticide and heavy metals on growth of marine yeasts *Candida parapsilopsis* and *Debaromyces hansenii*. *Indian J. Mar. Sci.*, vol. 25 (4): 373-375.
57. Johnson E. A., Conklin D. E., Lewis M. J., 1977. The yeast *Phaffia rhodozyma* as dietary pigment source for salmonids and crustaceans. *J. Fish. Res. Bd. Canada*, vol. 34: 2417-2424.
58. Johnson E. A., Villa T. G., Lewis M. J., Phaff H.J., 1978. Simple method for the isolation of astaxanthin from the basidiomycetous yeast *Phaffia rhodozyma*. *Appl. Env. Microbiol.*, vol. 35: 1155-1159.
59. Johnson E. A., Villa T. G., Lewis M. J., 1980. *Phaffia rhodozyma* as an astaxanthin source in animal diets. *Aquaculture*, vol. 20: 123-134.
60. Kajak Z., 1995. *Hydrobiologia. Ekosystemy wód śródlądowych*. Uniwersytet Warszawski, filia w Białymstoku.
61. Karpisz W. 1982, Bakteriologiczne badania oczyszczania ścieków z zakładu przetwórstwa drobiu przy zastosowaniu osadu czynnego. Praca magister. AR, Szczecin.
62. Kierans M., Gadd G., 1990. Silver tolerance and accumulation in yeast. *IMC 4, Abstract*: 327.
63. Kirchman L.D., 1993. Particulate detritus and marine environments. [w]: Ford T.E. (red.), *Aquatic microbiology*. Blackwell Scientific Publication, Boston: 321-342.
64. Klarer D.M., Millie D.F., 1989. Amelioration of stormwater quality by a freshwater estuary. *Arch. Hydrobiol.*, vol. 116: 375-389.
65. Kochman J., 1986. *Zarys mikologii dla fitopatologów*. SGGW, Warszawa.

66. Kockova-Kratochvilova A., 1990. Yeasts and Yeast-like Organisms, VCH Publishers, New York.
67. Kockova-Kratochvilova A., 1990a. Taxonomía kvasinek i kvasinkovatykh. Alfa Price, Bratislava.
68. Kompowski A., Pińkowski W., 1992. Zmiany w połowach ryb słodkowodnych w polskiej części Zalewu Szczecińskiego i Zatoki Pomorskiej w latach 1960-1985. Szczec. Roczn. Nauk., vol. 7:7-21.
69. Kopczewski P., 1998. Pionowe rozmieszczenie makrofauny w osadach dennych Zalewu Szczecińskiego ze szczególnym uwzględnieniem *Chironomidae*. Praca doktor. AR, Szczecin.
70. Kornilłowicz T., 1991. Występowanie i rozmieszczenie saprofitycznych grzybów w środowiskach przybrzeżnych jezior Piaseczno i Głębokie (Pojezierze Łęczyńsko-Włodawskie) różniących się troficznością. Studia Ośr. Dok. Fizjogr. PAN, vol. 19: 285 - 306.
71. Kornilłowicz T., Szember A., 1991. Ocena liczebności grzybów *Micromycetes* w litoralu jezior Piaseczno i Głębokie różniących się troficznością. Studia Ośr. Dok. Fizjogr. PAN 19: 273-284.
72. Kornilłowicz T., 1994. The changes in the number and physiological properties of fungi in lakes differing in trophicity. Acta Mycologica , vol. 29 (1): 33-42.
73. Kornilłowicz T., 1994a. The dynamics the quantitative changes of mycoflora in two lakes differing in trophicity (I). Acta Mycologica , vol. 29 (1): 23-31.
74. Kornilłowicz T., 1995. Changes in species composition and physiological activity of fungi associations in two lakes, differing in trophicity. Acta Mycologica, vol. 30 (2): 233 -253.
75. Kowszyk-Gindifer Z., Sobiczewski W., 1986. Grzybice i sposoby ich zwalczania. PWN, Warszawa.
76. Kreger-van Rij N.J.W., 1984, The yeast. A taxonomic study. Els. Sci. Publ. B. V., Amsterdam.
77. Kręgiel D., 1998. Amylaza drożdży *Schwanniomyces* sp. Postępy Mikrobiologii, vol. 37 (1): 57-72.

78. Kufel I., Kufel L., 1986. Zmiany stężenia metali ciężkich w roślinności wyższej jako wskaźnik skażenia w systemie monitoringu jezior. *Monitoring ekosystemów jeziornych*, Wrocław: 97-103.
79. Kurnatowska A., 1992. Wybrane zagadnienia mikologii medycznej. Promedi, Łódź.
80. Kwaśniewska K., 1988. Horizontal distribution and density of yeasts and filamentous fungi in Lake St. Clair Water. *Journal of Great Lakes*, vol. 14 (4): 438-443.
81. Lampert W., Sommer U., 1996. *Ekologia wód śródlądowych*. PWN, Warszawa.
82. Landsberg-Uczciwek M. (red.), 1995. Raport o stanie środowiska w województwie szczecińskim. *Bibl. Monit. Środ.*, WIOŚ Szczecin.
83. Lilly V. G., Barnett H.L., 1959. *Fizjologia grzybów*. PWN, Warszawa.
84. Lock M.A., 1993. Attached microbial communities in river. Ford T.E. (red.), *Aquatic microbiology*. Blackwell Scientific Publication, Boston: 113-138.
85. Lodder J., 1971. *The yeast*. North - Holland Publishing Company - Amsterdam, London.
86. MacGillavray A.R., Shiaris M.P., 1993. Biotransformation of polycyclic aromatic hydrocarbons by yeasts isolated from coastal sediments. *Applied and Environm. Microbiol.*, vol. 59 (5): 1613-1618.
87. Maciejowska M., Backer-Birck J., Hoppe G.H., Schneider J., 1981. Recommendations on methods for marine microbiological studies in the Baltic Sea. *The Baltic Marine Biologists*, vol. 3.
88. Madsen E.L., Ghiorse W.C., 1993. Groundwater microbiology: subsurface ecosystem processes. Ford T.E. (red.), *Aquatic Microbiology*. Blackwell Scientific Publications, Boston: 167-214.
89. Majewski A., 1972: Charakterystyka hydrologiczna estuaryjnych wód u polskiego wybrzeża. *PIHM*, vol. 105: 3-37.
90. Majewski A. (red.), 1980. *Zalew Szczeciński*. Inst. Meteor. i Gosp. Wod.. WKŁ, Warszawa.
91. Maliszewska-Kordybach B., 1987. Mikrobiologiczne przemiany wielopierścieniowych węglowodorów aromatycznych w środowisku glebowym. *Postępy Mikrobiologii*, vol. 26 (3): 233-247.
92. Masłowski J., 1991. Zmiany w makrofaunie dennej Zalewu Szczecińskiego w latach 1950-1988. Praca doktorska. Wydział RMiTŻ AR w Szczecinie.

93. Masłowski J., 1992. Bottom macrofauna of the Szczecin Lagoon. *Acta Hydrobiol.*, vol. 34 (3): 253-274.
94. Masneuf I., Aigle M., Dubourdieu D., 1996. Development of polymerase chain reaction/restriction fragment length polymorphism method for *Saccharomyces cerevisiae* and *Saccharomyces bayanus* identification in ecology. *FEMS Microbiol. Letter.*
95. McGinnis M.R., 1980. Reported fungal pathogens of man. Laboratory handbook of medical mycology. Academic Press, New York.
96. Meyers S. P., Ahearn D. G., Gunkel W., Roth F., 1967. Yeasts from the North Sea. *Marine Biology*, vol. 1 (2): 118-123.
97. Meyers S. P., Ahearn D. G., Roth F., 1967a. Mycological investigations of Black Sea. *Bulletin of Marine Science*, vol. 17 (3): 579-596.
98. Meyers S. P., Ahearn D. G., Cook W.L., 1969. Mycological studies of Lake Champlain. *Mycology*, vol. 62: 504-515.
99. Mikulski Z., 1964. Bilans wodny zalewów przybałtyckich. *Wiad. Służ. Hydrol.* vol. 59a.
100. Mikulski Z., 1970. Wody śródlądowe w strefie południowego Bałtyku. *Prace Państwowego Instytutu Hydrologiczno - Meteorologicznego*, vol. 98.
101. Miller M. W., Yoneyama M., Soneda M., 1976. *Phaffia*, a new yeast genus in the *Deuteromycotina* (*Blastomycetes*). *Int. J. Syst. Bacteriol.*, vol. 26: 286-291.
102. Mok W.Y., Luizao R.C.C., 1982. Isolation of fungi from bats of the Amazon Basin. *Appl. Environ. Microbiol.*, vol. 44: 570-575.
103. Moriya K., Usami R., Horikoshi K., 1995. Marine killer yeasts isolated from deep sea and their properties. *J. Mar. Biotechnol.*, vol. 2 (3): 135-138.
104. Mudryk Z. 1994. Bakterie heterotroficzne w procesach transformacji materii organicznej w jeziorach estuariowych. Praca doktorska. WSP, Słupsk.
105. Muller E., Loeffler W., 1987. Zarys mikologii. PWRiL, Warszawa.
106. Mutko T. (red.), 1993 Informacja o stanie środowiska woj. szczecińskiego. *Bibl. Monit. Środ.*. WIOŚ, Szczecin.
107. Mutko T. (red.), 1994. Zalew Szczeciński Wielki Zalew. Zmiany jakościowe w wieloleciu. *Bibl. Monit. Środ.*. WIOŚ, Szczecin.

108. Nagashima H., Nishikawa J., Matsumoto G. I., Itzuka H., 1990. Characterization and habitats of bacteria and yeasts isolated from Lake Vanda in Antarctica. Proceedings of the NIPR Symposium on Polar Biology, vol. 3: 190-200.
109. Naik M.W., D'souza J., Araujo A., 1982. Phosphorus solubilizing yeasts in estuarine environment. Indian J. Mar. Sci., vol. 11 (2): 197-198.
110. Naik M.W., D'souza J., Araujo A., 1982a. Nutritional studies on phosphorus solubilizing estuarine yeast *Torulopsis glabrata*. Indian J. Mar. Sci., vol. 11 (2): 259-261.
111. Nauer V.A., Boller H.P., Gafner J., 1996. Characterization and identification of yeast. Agrar Forschung, vol. 3 (8): 377-380.
112. Nell J. A., Diemar J. A., Heasman M. P., 1996. Food value of live yeasts and dry yeast-based diets to sydney rock oyster *Saccosterea commercialis*. Aquaculture, vol. 145 (1/4): 235-243.
113. Niewolak S., 1973. Seasonal changes in numbers of some physiological groups of microorganism in Iława Lakes. Pol. Arch. Hydrobiol., 20: 394-369.
114. Niewolak S., 1974. Distribution of microorganisms in the waters of the Kortowskie Lake. Ibid., vol. 21: 315-333.
115. Niewolak S., 1975. Wpływ drobnoustrojów w wodzie niektórych jezior okolic Węgorzewa. Acta Hydrobiol., vol 17 (4): 371-390.
116. Niewolak S., 1976. The occurrence of yeast in some of the Masurian Lakes. Acta Micol., vol. 12 (2): 241-256.
117. Noronha-da-Costa P., Rodrigues C., Spencer M.I., Loureiro V., 1996. Fatty acid patterns of film-forming yeasts and new evidence for heterogeneity of *Pichia membranaefaciens*. Letters in Applied Microbiol., vol. 23 (2): 79-84.
118. Odum E.P., 1982. Podstawy ekologii. PWRiL, Warszawa.
119. Pagnocca F.G., Mendonca-Hagler L.C., Hagler A.N., 1989. Yeasts associated with the shrimp *Penaeus schmitti*, sediment, and water of Sepetiba Bay. Yeast, vol. 5: 479-483.
120. Paluch J. (red.), 1973. Mikrobiologia wód. PWN, Warszawa.
121. Perkins J., Gadd G., 1990. Caesium toxicity towards microorganisms with special reference to fungi and Yeasts. IMC 4, Abstract: 336.
122. Phaff H.J., 1986. Ecology of yeasts with actual and potential value in biotechnology. Microbial Ecology, vol. 12: 31-42.

123. Piesik Z., 1992. Możliwości biologicznej rekultywacji Zalewu Szczecińskiego. Rocznik Nauk. Szczecin, vol. 7: 23-26.
124. Poleszczuk G., 1995, Status tlenowy i troficzny wód estuarium Odry. Studia i materiały MIR, Seria A, Gdynia, vol. 33.
125. Poleszczuk G., 1997. Charakterystyka chemiczna tonii wodnej Zalewu Szczecińskiego (Zalewu Wielkiego) jako siedliska ichtiofauny. Praca habil. AR, Szczecin.
126. Porteres G. A., Tardy J., 1995. Feeding processes in young short - neck clam *Ruditapes philippinarum* (Adam and Reeve 1850) fed on living yeast: digestion and absorption. HALIOTIS, vol. 24: 57-73.
127. Pritchard D. W., 1952. Estuarine hydrography. Advances in geophysics. Academic Press Inc., New York.
128. Prost M., 1989. Choroby ryb. PWRiL, Warszawa.
129. Protasowicki M., 1993. Preliminary studies on heavy metal content in biota and sediments from „artificial reef” area. Studia i Mat. Oceanol., vol. 64 (3): 77-83.
130. Queiroz H de., Pareilleux A., 1990. Growth kinetics of *Schizosaccharomyces pombe* under various culture conditions: influence of pH, malate, ethanol and oxygenation. Applied Microbiol. and Biotechnol., vol. 33 (5): 587-581.
131. Quinn J.P., 1984. Seasonal occurrence of yeast and other fungi in fresh water lake. Trans. Br. Mycol. Soc., vol. 83 (1): 53-58.
132. Radziejewska T., Drzycimski I., 1990. Dynamics of meiobenthic communities in a eutrophic and polluted estuary. Limnologia, vol. 20: 83-88.
133. Reczyńska-Dutka M., 1991. Relation between concentration of heavy metals in the water and discharge in two small silesian rivers in the zone of air pollution and sewage contamination. Ekol. Pol., vol. 39: 27-37.
134. Rheinheimer G., 1977, Mikrobiologia wód. PWRiL, Warszawa.
135. Rieth H., 1983. Grzybyce wywołane przez drożdżaki. PWN, Warszawa.
136. Robakiewicz W., 1993, Monografia. Warunki hydrochemiczne Zalewu Szczecińskiego i cieśnin łączących Zalew z Zatoką Pomorską. IBW PAN, Gdańsk.
137. Rodina A., 1968. Mikrobiologiczne metody badania wód. PWRiL, Warszawa.
138. Rodziewicz A., Sobieszczański J., 1988, Pozakomórkowe proteiny drobnoustrojów. Postępy Mikrobiologii, vol. 27 (1/2): 55-75.

139. Roerstad G., Aasjord P. M., Robertsen B., 1993. Adjuvant effect of a yeast glucan in vaccines against furunculosis in Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). *Fish Shellfish Immunol.*, vol. 3 (3): 179-190.
140. Rohm H., Lechner F., Lechner M., 1990. Evaluation of API ATB 32C system for the rapid identification of foodborne yeasts. *Intern. J. of Food Microbiology*, vol. 11: 215-223.
141. Rosa C.A., Resende M.A., Barbosa F.A.R., Morais P.B., Franzot S.P., 1995. Yeasts diversity in a mesotrophic lake on the karstic plateau of Lagoa Santa. *Hydrobiologia*, vol. 308 (2): 103-108.
142. Roth F.J., 1962, Ecology and taxonomy of yeast isolated from various marine substrates. *Limnol. Ocean.*, vol. 7: 178-185.
143. Rydin S., Molin G., Nilsson I., 1990. Conversion of fat into yeast biomass in protein-containing waste-water. *Applied Microbiol. and Biotechnol.*, vol. 33 (4): 473-476.
144. Rydzyński R. 1984. Ładunki zanieczyszczeń z zakładów Chemicznych „Police”. *Człowiek i środowisko*, vol. 8: 437-451.
145. Schlegel H.G., 1996. *Mikrobiologia ogólna*. PWN, Warszawa.
146. Schmitt M.J., Klavehn P., Jing-Wang, Schoening I., Tipper D.J., 1996. Cell studies on the mode of action of yeast K28 killer toxin. *Microbiology*, vol. 142 (9): 2655-2662.
147. Schubel J. R., Prichard W.D., 1971, What is the estuary?. [w:] R. Schubel (red.), *Estuarine Environment*, New York: 11-23.
148. Simard R. E., 1971. Yeast as an indicator of pollution. *Marine Pollution Bulletin*: 123-125.
149. Simard R. E., Blackwood A. C., 1971. Yeast from the St. Lawrence River. *Can. J. Microbiol.*, vol. 17: 197-203.
150. Simard R. E., Blackwood A. C., 1971a. Ecological studies on yeasts in the St. Lawrence River. *Can J. Microbiol.*, vol. 17: 325-357.
151. Slavikova E., Vadkertiova R., Kockova - Kratochvilova A., 1992. Yeasts isolated from artificial lake water. *Canadian J. of Microbiology*, 38 (11): 1206-1209.
152. Slavikova E., Vadkertiova R., 1995, Yeasts and yeast-like organisms isolated from fish-pond water. *Acta Microbiologica Polonica*, vol. 44 (2): 181-189.
153. Stangenberg M., 1967. Postępy eutrofizacji jeziora Charzykowo pod wpływem ścieków miasta Chojnice. *Gaz, Woda i Techn. Sanit.*, vol. 6: 199-201.

154. Stańczykowska A., 1997. Ekologia naszych wód. Wydawnictwo Szkolne i Pedagogiczne, Warszawa.
155. Stobińska H., Drewicz E., Kręgiel D., Oberman H., 1997. Próby transformacji cechy killerowej drożdży *Saccharomyces cerevisiae* do amylolitycznego szczepu *Schwaniomyces occidentalis*. Biotechnologia, vol. 1 (36): 159 - 166.
156. Stommel H., 1951. Recent development in the study of the estuaries. Technical Report, Woods Hole Oceanographic Institution., vol. 51-33.
157. Szczerbowski J.A. (red.), 1993. Rybactwo śródlądowe. IRS, Olsztyn.
158. Świdarska-Bróz M., 1987. Wpływ działalności człowieka na zanieczyszczenia wód powierzchniowych metalami ciężkimi. Gosp. Wodna, vol. 5:114-116.
159. Tadajewski A., Kubiak J., Mackus E., Mazuchowska E., 1979. Dynamika zmian chemicznych parametrów stanu jeziora Wicko Małe na tle zmian kierunku i wielkości spływu wód w esturium Odry. Stud. Mater. Oceanol., vol. 25: 293-316.
160. Tawfik M., 1989. A study on fungal populations of ground waters in Basrah. Pol. Arch. Hydrobiol., vol. 36: 315-322.
161. Tini V., 1990. Yeasts and fermentation at low temperature. Industrie delle Bevande, vol. 19: 487-491.
162. Tobak H.H., Cooke B.W.M., 1968. Growth and metabolism of fungi in an atmosphere of nitrogen. Mycol., vol. 60:115-140.
163. Trzosińska A., 1978. Factors controlling the nutrient balance in the Baltic sea. Produktywność ekosystemu Morza Bałtyckiego. Kom. Badań Morza. Wrocław - Warszawa-Kraków-Gdańsk: 25-51.
164. Vaatanen P. (red.), 1976., 1976. Distribution and abundance of bacteria and yeast in the Tvärminne area. Microbiological studies in coastal waters of the Northern Baltic Sea. Walter and Andree de Nottbeck Foundation Scientific Reports, vol. 1.
165. Vakertiova R., Slavikova E., 1995. Killer activity of yeasts isolated from the water environment. Can.J. Microbiol., vol. 41(9): 759-766.
166. Vazquez-Juarez R., Ascencio F., Andlid T., Gustaffson L., Wadstroem T., 1993. The expression of potential colonization factors of yeasts isolated from fish different grown conditions. Can. J. Microbiol., vol. 39 (12): 1135-1141.
167. Velegraki-Abel A., Marselou-Kinti U., Richardson C., 1987. Incidence of yeasts in coastal

- sea water of the Attica Peninsula, Greece. Water Research WATRAG, vol. 21 (11): 1363-1369.
168. Westerman P., 1993. Wetland and swamp microbiology. [w]: Ford T.E. (red.), Aquatic microbiology. Blackwell Scientific Publication, Boston: 215-238.
169. White C., Gadd G.M., 1995. Determination of metals and metal fluxes in algae and fungi. State of the Trace Element determin. In Plant Matrices., vol. 176: 107-115.
170. Williams R.B., 1972. Nutrients levels and phytoplankton productivity in the estuary. Coastal Marsh and Estuary Management Symposium 1972, Louisiana.
171. Wilson J.J., Ingledew W.M., 1982. Isolation and characterization of *Schwanniomyces alluvius* amylolytic enzymes. Appl. Environ. Microbiol., vol. 44.
172. Wolnomiejski N, Grygiel I., 1994. Badania bentosu i pokarmu ryb Zalewu Szczecińskiego. Stud. i Materiały MIR, 67B:1-65, Gdynia
173. Wolska-Witaszko B., 1985. Metabolizm polimerów ściany komórkowej drożdży. Metabolizm glukanów, Postępy Mikrobiologii., vol. 24: 1867-208.
174. Wood F.E., 1965. Marine Microbial Ecology. Reinhold Publishing Corporation, New York.
175. Wu Y.C., Kao C.F., 1976. Yeasts plant wastewater treatment. J. of Envir. Engin. Div. Amer. Soc. of Civil Engin., vol. 12 (5): 969-984.
176. Zaremba M.L., Borowski J., 1997. Mikrobiologia lekarska. PZWL, Warszawa.
177. Żmudziński L., 1997. Hydrobiologia: życie wód słodkich i morskich. WSP, Słupsk.

8. SPIS TABEL

1. Lokalizacja i charakterystyka stacji badawczych.....	18
2. Specyfikacja substratów wykorzystywanych w testach identyfikacyjnych ID32C.....	21
3. Specyfikacja enzymów ocenianych przy pomocy testów API-ZYM.....	22
4. Zależność ilości drożdży i grzybów drożdżopodobnych od rodzaju zastosowanego filtra.....	24
5. Zależność ilości mikroorganizmów od rodzaju zastosowanego podłoża.....	25
6. Ilości drożdży i grzybów drożdżopodobnych stwierdzonych w próbach osadów dennych w 1995 roku.....	77
7. Ilości drożdży i grzybów drożdżopodobnych stwierdzonych w próbach osadów dennych w 1996 roku.....	77
8. Ilości drożdży i grzybów drożdżopodobnych stwierdzonych w próbach osadów dennych w 1997 roku.....	78
9. Zbiorne zestawienie ilości drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych w latach 1995-1997.....	25
10. Zbiorne zestawienie ilości drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach wody pobranych w latach 1996-1997.....	27
11. Ilości drożdży i grzybów drożdżopodobnych stwierdzonych w próbach wody w roku 1996.....	79
12. Ilości drożdży i grzybów drożdżopodobnych stwierdzonych w próbach wody w roku 1996.....	79
13. Częstotliwość występowania drożdży i grzybów drożdżopodobnych w próbach wody i osadów dennych pobranych z Zalewu Szczecińskiego.....	80
14. Gatunki drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z wody Zalewu Szczecińskiego na stacji BT-3.....	81
15. Gatunki drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z wody Zalewu Szczecińskiego na stacji WW-E.....	82
16. Gatunki drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z wody Zalewu Szczecińskiego na stacji W-4.....	83
17. Gatunki drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych	

z wody Zalewu Szczecińskiego na stacji MO-S.....	84
18. Gatunki drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych	
z osadów dennych Zalewu Szczecińskiego na stacji BT-3.....	85
19. Gatunki drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych	
z osadów dennych Zalewu Szczecińskiego na stacji WW-E.....	86
20. Gatunki drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych	
z osadów dennych Zalewu Szczecińskiego na stacji W-4.....	87
21. Gatunki drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych	
z osadów dennych Zalewu Szczecińskiego na stacji MO-S.....	88
22. Aktywność enzymatyczna przedstawicieli mikroflory Zalewu	
Szczecińskiego.....	89
23. Wartości wskaźników fizyko-chemicznych wody Zalewu	
Szczecińskiego w 1995 roku.....	90
24. Wartości wskaźników fizyko-chemicznych wody Zalewu	
Szczecińskiego w 1996 roku.....	91
25. Wartości wskaźników fizyko-chemicznych wody Zalewu	
Szczecińskiego w 1997 roku.....	92
26. Średnie wartości wskaźników fizyko-chemicznych wody Zalewu	
Szczecińskiego w latach poboru prób.....	35

9. SPIS RYSUNKÓW

1. Rozmieszczenie stacji badawczych na Zalewie Szczecińskim.....	93
2. Typy osadów dennych Zalewu Szczecińskiego (za Majewskim 1980).....	94
3. Rozmieszczenie materii organicznej w osadach dennych Zalewu Szczecińskiego (za Majewskim 1980).....	95
4. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji BT-3 w 1995 roku.....	96
5. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji BT-3 w 1996 roku.....	96
6. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji BT-3 w 1997 roku.....	96
7. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji WW-E w 1995 roku.....	97
8. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji WW-E w 1996 roku.....	97
9. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji WW-E w 1997 roku.....	97
10. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji W-4 w 1995 roku.....	98
11. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji W-4 w 1996 roku.....	98
12. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji W-4 w 1997 roku.....	98
13. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji MO-S w 1995 roku.....	99
14. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji MO-S w 1996 roku.....	99
15. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji MO-S w 1997 roku.....	99
16. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących	

w próbach wody na stacji BT-3 w 1996 roku.....	100
17. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących	
w próbach wody na stacji BT-3 w 1997 roku.....	100
18. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących	
w próbach wody na stacji WW-E w 1996 roku.....	101
19. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących	
w próbach wody na stacji WW-E w 1997 roku.....	101
20. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących	
w próbach wody na stacji W-4 w 1996 roku.....	102
21. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących	
w próbach wody na stacji W-4 w 1997 roku.....	102
22. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących	
w próbach wody na stacji MO-S w 1996 roku.....	103
23. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących	
w próbach wody na stacji MO-S w 1997 roku.....	103
24. Odsetki szczepów drożdży i grzybów drożdżopodobnych	
wykazujących określoną aktywność enzymatyczną.....	104
25. Średnia aktywność enzymatyczna w poszczególnych rodzajach	
drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z Zalewu	
Szczecińskiego.....	105
26. Aktywność enzymatyczna rodzajów i gatunków drożdży i grzybów	
drożdżopodobnych wyizolowanych z Zalewu Szczecińskiego.....	106
27. Liczba drożdży i grzybów drożdżopodobnych uzyskanych z prób	
wody i osadów dennych pobranych ze stacji BT-3 w 1996 roku.....	107
28. Liczba drożdży i grzybów drożdżopodobnych uzyskanych z prób	
wody i osadów dennych pobranych ze stacji WW-E w 1996 roku.....	107
29. Liczba drożdży i grzybów drożdżopodobnych uzyskanych z prób	
wody i osadów dennych pobranych ze stacji W-4 w 1996 roku.....	108
30. Liczba drożdży i grzybów drożdżopodobnych uzyskanych z prób	
wody i osadów dennych pobranych ze stacji MO-S w 1996 roku.....	108
31. Liczba drożdży i grzybów drożdżopodobnych uzyskanych z prób	

wody i osadów dennych pobranych ze stacji BT-3 w 1997 roku.....	109
32. Liczba drożdży i grzybów drożdżopodobnych uzyskanych z prób wody i osadów dennych pobranych ze stacji WW-E w 1997 roku.....	109
33. Liczba drożdży i grzybów drożdżopodobnych uzyskanych z prób wody i osadów dennych pobranych ze stacji W-4 w 1997 roku.....	110
34. Liczba drożdży i grzybów drożdżopodobnych uzyskanych z prób wody i osadów dennych pobranych ze stacji MO-S w 1997 roku.....	110
35. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach wody i osadów dennych Zalewu Szczecińskiego w 1996 roku.....	111
36. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach wody i osadów dennych Zalewu Szczecińskiego w 1997 roku.....	111

10. SPIS FOTOGRAFII

1. Mikrohodowla <i>Candida famata</i>	112
2. Hodowla <i>Candida famata</i>	112
3. Mikrohodowla <i>Candida lipolitica</i>	113
4. Hodowla <i>Candida lipolitica</i>	113
5. Mikrohodowla <i>Rhodotorula glutinis</i>	114
6. Hodowla <i>Rhodotorula glutinis</i>	114
7. Mikrohodowla <i>Saccharomyces cerevisiae</i>	115
8. Hodowla <i>Saccharomyces cerevisiae</i>	115
9. Mikrohodowla <i>Saccharomyces kluyverii</i>	116
10. Hodowla <i>Saccharomyces kluyverii</i>	116
11. Mikrohodowla <i>Pichia carsonii</i>	117
12. Hodowla <i>Pichia carsonii</i>	117
13. Mikrohodowla <i>Aureobasidium pullulans</i>	118
14. Hodowla <i>Aureobasidium pullulans</i>	118

TABELLE, WYKRESY, FOTOGRAFIE

Tab.6. Ilość drożdży i grzybów drożdżopodobnych stwierdzonych w próbach osadów dennych w 1995 roku

MIESIĄC	STACJE							
	BT3		WWE		W4		MOS	
	GÓRA	DÓŁ	GÓRA	DÓŁ	GÓRA	DÓŁ	GÓRA	DÓŁ
	JTK/ g		JTK/ g		JTK/ g		JTK/ g	
IV	25.0	0.0	20.0	5.0	140.0	10.0	100.0	10.0
V	45.0	0.0	20.0	0.0	45.0	5.0	18.0	0.0
VI	40.0	0.0	20.0	0.0	40.0	0.0	50.0	10.0
VII	63.0	5.0	15.0	0.0	15.0	0.0	20.0	5.0
VIII	75.0	5.0	20.0	0.0	25.0	5.0	20.0	5.0
X	25.0	0.0	33.0	0.0	35.0	5.0	25.0	0.0
XI	35.0	0.0	40.0	3.5	22.0	0.0	21.0	0.0
XII	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB

NB - prób nie pobierano

Tab.7. Ilość drożdży i grzybów drożdżopodobnych stwierdzonych w próbach osadów dennych w 1996 roku

MIESIĄC	STACJE							
	BT3		WWE		W4		MOS	
	GÓRA	DÓŁ	GÓRA	DÓŁ	GÓRA	DÓŁ	GÓRA	DÓŁ
	JTK/ g		JTK/ g		JTK/ g		JTK/ g	
IV	110.0	20.0	25.0	0.0	21.0	0.0	50.0	5.0
V	150.0	15.0	15.0	5.0	15.0	5.0	112.0	20.0
VI	40.0	10.0	15.0	5.0	15.0	5.0	35.0	5.0
VII	70.0	5.0	15.0	0.0	15.0	0.0	20.0	0.0
VIII	370.0	70.0	15.0	5.0	20.0	0.0	20.0	0.0
X	132.0	45.0	20.0	5.0	120.0	40.0	20.0	5.0
XI	24.0	5.0	15.0	5.0	45.0	5.0	15.0	0.0
XII	30.0	10.0	15.0	0.0	120.0	35.0	15.0	0.0

Tab.8. Ilość drożdży i grzybów drożdżopodobnych stwierdzonych w próbach osadów dennych w 1997 roku

MIESIĄC	STACJE							
	BT3		WWE		W4		MOS	
	GÓRA	DÓŁ	GÓRA	DÓŁ	GÓRA	DÓŁ	GÓRA	DÓŁ
	JTK/ g		JTK/ g		JTK/ g		JTK/ g	
IV	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB
V	273.0	45.0	406.0	70.0	232.0	70.0	400.0	50.0
VI	228.0	25.0	48.0	5.0	44.0	10.0	108.0	40.0
VII	126.0	45.0	186.0	50.0	127.0	50.0	142.0	50.0
VIII	126.0	50.0	116.0	20.0	35.0	5.0	46.0	0.0
X	37.0	10.0	36.0	0.0	25.0	5.0	37.0	5.0
XI	52.0	5.0	13.0	0.0	26.0	5.0	34.0	5.0
XII	44.0	2.0	19.0	0.0	46.0	5.0	23.0	5.0

NB - prób nie pobierano

MIESIĄC	STACJE							
	BT3		WWE		W4		MOS	
	GÓRA	DÓŁ	GÓRA	DÓŁ	GÓRA	DÓŁ	GÓRA	DÓŁ
	JTK/ 100ml		JTK/ 100ml		JTK/ 100ml		JTK/ 100ml	
IV	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB
V	273.0	45.0	406.0	70.0	232.0	70.0	400.0	50.0
VI	228.0	25.0	48.0	5.0	44.0	10.0	108.0	40.0
VII	126.0	45.0	186.0	50.0	127.0	50.0	142.0	50.0
VIII	126.0	50.0	116.0	20.0	35.0	5.0	46.0	0.0
X	37.0	10.0	36.0	0.0	25.0	5.0	37.0	5.0
XI	52.0	5.0	13.0	0.0	26.0	5.0	34.0	5.0
XII	44.0	2.0	19.0	0.0	46.0	5.0	23.0	5.0

NB - prób nie pobierano

Tab.11. Ilości drożdży i grzybów drożdżopodobnych stwierdzonych w próbach wody w 1996 roku

MIESIĄC	STACJE							
	BT3		WWE		W4		MOS	
	GÓRA	DÓŁ	GÓRA	DÓŁ	GÓRA	DÓŁ	GÓRA	DÓŁ
	JTK/ 100ml		JTK/ 100ml		JTK/ 100ml		JTK/ 100ml	
IV	32.0	5.0	7.0	15.0	15.0	5.0	40.0	13.0
V	38.0	31.5	11.0	25.0	7.5	5.0	8.5	7.5
VI	50.0	124.0	15.5	9.0	20.0	45.0	25.0	21.0
VII	17.5	16.0	34.0	81.0	213.5	228.0	68.5	113.0
VIII	7.0	10.0	14.0	10.0	8.0	7.0	6.0	4.0
X	26.5	20.0	224.5	15.0	147.0	10.0	44.5	7.0
XI	39.5	15.0	56.0	36.0	23.0	19.0	47.0	24.0
XII	8.0	9.0	13.5	3.0	72.5	24.0	102.5	17.0

Tab.12. Ilości drożdży i grzybów drożdżopodobnych stwierdzonych w próbach wody w 1997 roku

MIESIĄC	STACJE							
	BT3		WWE		W4		MOS	
	GÓRA	DÓŁ	GÓRA	DÓŁ	GÓRA	DÓŁ	GÓRA	DÓŁ
	JTK/ 100ml		JTK/ 100ml		JTK/ 100ml		JTK/ 100ml	
IV	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB
V	40.0	30.0	20.0	70.0	35.0	60.0	80.0	150.0
VI	35.0	25.0	35.0	20.0	210.0	240.0	129.0	67.0
VII	20.0	27.0	20.0	200.0	19.0	29.0	83.0	67.0
VIII	172.0	80.0	40.0	20.0	30.0	30.0	20.0	120.0
X	21.0	31.0	26.0	12.0	20.0	30.0	116.0	8.0
XI	39.0	23.0	32.0	23.0	13.0	6.0	27.0	12.0
XII	254.0	118.0	50.0	69.0	420.0	15.0	75.0	119.0

NB - prób nie pobierano

Tab.13.Częstotliwość występownia drożdży i grzybów drożdżopodobnych w próbach wody i osadów dennych pobranych z Zalewu Szczecińskiego

GATUNEK	STACJE							
	BT3		WWE		W4		MOS	
	OSAD	WODA	OSAD	WODA	OSAD	WODA	OSAD	WODA
<i>Candida colliculosa</i>	sp	s	sp	s-96,sp	-	s-96,sp	sp	-
<i>Candida famata</i>	s	s	s	s	s	s	s	s-97,sp
<i>Candida glabrata</i>	sp	s	-	sp	sp	sp	sp	s
<i>Candida holmii</i>	sp	-	-	-	-	sp	sp	sp
<i>Candida inconspicua</i>	-	-	sp	-	sp	-	s	-
<i>Candida intermedia</i>	-	-	-	-	sp	-	-	-
<i>Candida lambica</i>	-	-	-	-	-	sp	-	sp
<i>Candida lipolitica</i>	sp	-	sp	sp	sp	sp	sp	-
<i>Candida lusitaniae</i>	sp	-	-	-	sp	-	-	-
<i>Candida parapsilosis</i>	sp	-	sp	-	sp	-	sp	sp
<i>Candida sake</i>	s	sp	sp	sp	s-95, sp	s	s-97,sp	s
<i>Candida tropicalis</i>	sp	-	-	-	sp	-	-	-
<i>Candida utilis</i>	s/95-6,sp	s-97	s-97,sp	-	sp	-	sp	-
<i>Candida zeynoides</i>	sp	sp	-	sp	sp	sp	-	sp
<i>Cryptococcus albidus</i>	s	s	s-97,sp	s	s	s	s	s
<i>Cryptococcus laurenti</i>	s	s-97,sp	s-97,sp	s	sp	s	sp	s
<i>Cryptococcus neoformans</i>	sp	-	sp-95, -	sp	sp	s-96	sp	sp
<i>Rhodotorula glutinis</i>	s	s	s	s	s	s	s	s
<i>Rhodotorula rubra</i>	s	s	sp	s	s	s	s	s
<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	s	s	sp,s-96	sp	sp-97,s	sp	sp	sp
<i>Saccharomyces kluyverii</i>	sp	-	sp	-	sp	sp	-	-
<i>Aureobasidium pullulans</i>	sp	sp	-	-	sp-97	sp	-	sp
<i>Hansenula saturnus</i>	s	s-97,sp	s	s	s	s-97,sp	s	s-97,sp
<i>Pichia carsonii</i>	s	-	s	-	s	-	s	-
<i>Sporobolomyces sp</i>	s	s-97,sp	sp	sp	sp	sp	s	s-97,sp
<i>Trichosporon cutaneum</i>	s	s	s-97,sp	s-97,sp	sp	sp	sp	s-97,sp
<i>Zygosaccharomyces sp</i>	sp	sp	sp	sp	sp	sp	sp	sp

s- występowanie stałe we wszystkich latach poboru prób
 sp - występowanie sporadyczne we wszystkich latach poboru prób
 -97 lub -96 lub -95 występowanie jedynie w podanym roku roku

Tab.14. Gatunki drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z wody Zalewu Szczecińskiego na stacji BT-3

RODZAJ	BT-3			
	19 96		19 97	
	JTK/100ml	%	JTK/100ml	%
CANDIDA	201.00	44.77	300.00	32.68
<i>C. colliculosa</i>	58.00	12.92	40.00	4.36
<i>C. famata</i>	64.00	14.25	157.00	17.10
<i>C. glabrata</i>	27.00	6.01	41.00	4.47
<i>C. holmii</i>	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>C. lambica</i>	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>C. lipolitica</i>	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>C. parapsilosis</i>	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>C. sake</i>	27.00	6.00	38.00	4.14
<i>C. zeynoides</i>	25.00	5.56	24.00	2.61
CRYPTOCOCCUS	62.00	13.81	47.00	5.12
<i>Cr. albidus</i>	40.00	8.91	28.00	3.05
<i>Cr. laurenti</i>	22.00	4.89	19.00	2.07
<i>Cr. neoformans</i>	0.00	0.00	0.00	0.00
RHODOTORULA	99.00	22.05	250.00	27.23
<i>Rh. glutinis</i>	59.00	13.14	212.00	23.09
<i>Rh. rubra</i>	40.00	8.90	38.00	4.14
SACCHAROMYCES	26.00	5.79	60.00	6.54
<i>S. cerevisiae</i>	26.00	5.79	60.00	6.54
<i>S. kluyveri</i>	0.00	0.00	0.00	0.00
SPOROBOLOMYCES SP*	8.00	1.80	28.00	3.05
ZYGOSACCHAROMYCES SP*	21.00	4.70	1.00	0.11
GATUNKI				
<i>Aureobasidium pullulans</i>	0.00	0.00	5.00	0.54
<i>Hansenula saturnus</i>	8.00	1.78	134.00	14.60
<i>Trichosporon cutaneum</i>	12.00	2.67	89.00	9.69
NOZN	12.00	2.67	4.00	0.44

NOZN - szczepy o nieustalonej przynależności systematycznej

* nie ustalono przynależności gatunkowej

Tab.15. Gatunki drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z wody Zalewu Szczecińskiego na stacji WW-E

RODZAJ GATUNEK	WW-E			
	19 96		19 97	
	JTK/100ml	%	JTK/100ml	%
CANDIDA	132.0	23.2	149.0	23.4
C. colliculosa	39.0	6.9	4.0	0.6
C. famata	26.0	4.6	98.0	15.4
C. glabrata	14.0	2.5	16.0	2.5
C. holmii	0.0	0.0	0.0	0.0
C. lambica	0.0	0.0	0.0	0.0
C. lipolitica	0.0	0.0	3.0	0.5
C. parapsilosis	0.0	0.0	0.0	0.0
C. sake	44.0	7.7	28.0	4.4
C. zeynoides	9.0	1.6	0.0	0.0
CRYPTOCOCCUS	64.0	11.3	64.0	10.0
Cr. albidus	32.0	5.6	43.0	6.8
Cr. laurenti	20.0	3.5	18.0	2.8
Cr. neoformans	12.0	2.1	3.0	0.5
RHODOTORULA	185.0	32.6	264.0	41.4
Rh. glutinis	148.0	26.1	222.0	34.9
Rh. rubra	37.0	6.5	42.0	6.6
SACCHAROMYCES	136.0	23.9	18.0	2.8
S. cerevisiae	136.0	23.9	18.0	2.8
S. kluyverii	0.0	0.0	0.0	0.0
SPOROBOLOMYCES SP*	11.0	1.9	17.0	2.7
ZYGOSACCHAROMYCES SP*	1.0	0.2	1.0	0.2
GATUNKI				
Aureobasidium pullulans	0.0	0.0	0.0	0.0
Hansenula saturnus	8.0	1.4	70.0	11.0
Trichosporon cutaneum	3.0	0.5	49.0	7.7
NOZN	28.0	4.9	5.0	0.8

NOZN - szczepy o nieustalonej przynależności systematycznej

* nie ustalono przynależności gatunkowej

Tab.16. Gatunki drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z wody Zalewu Szczecińskiego stacji W-4

RODZAJ	W-4			
	19 96		19 97	
	JTK/100ml	%	JTK/100ml	%
CANDIDA	149.00	17.49	194.00	16.76
<i>C. colliculosa</i>	39.00	4.58	2.00	0.17
<i>C. famata</i>	33.00	3.87	121.00	10.45
<i>C. glabrata</i>	31.00	3.64	11.00	0.95
<i>C. holmii</i>	0.00	0.00	1.00	0.09
<i>C. lambica</i>	2.00	0.23	0.00	0.00
<i>C. lipolitica</i>	0.00	0.00	21.00	1.82
<i>C. parapsilosis</i>	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>C. sake</i>	39.00	4.57	38.00	3.28
<i>C. zeynoides</i>	5.00	0.49	0.00	0.00
CRYPTOCOCCUS	140.00	16.43	18.00	1.55
<i>Cr. albidus</i>	96.00	11.27	36.00	3.11
<i>Cr. laurenti</i>	126.00	14.79	18.00	1.56
<i>Cr. neoformans</i>	14.00	1.64	0.00	0.00
RHODOTORULA	396.00	46.48	721.00	62.32
<i>Rh. glutinis</i>	317.00	37.20	640.00	55.32
<i>Rh. rubra</i>	79.00	9.27	81.00	7.00
SACCHAROMYCES	11.00	1.29	48.00	4.15
<i>S. cerevisiae</i>	11.00	1.29	34.00	2.94
<i>S. kluyverii</i>	0.00	0.00	14.00	1.21
SPOROBOLOMYCES SP*	18.00	2.11	3.00	0.26
ZYGOSACCHAROMYCES SP*	3.00	0.35	0.00	0.00
GATUNKI				
<i>Aureobasidium pullulans</i>	0.00	0.00	40.00	3.46
<i>Hansenula saturnus</i>	15.00	1.76	55.00	4.75
<i>Trichosporon cutaneum</i>	1.00	0.12	38.00	3.28
NOZN	23.00	2.70	4.00	0.35

NOZN - szczepy o nieustalonej przynależności systematycznej

* nie ustalono przynależności gatunkowej

Tab.17. Gatunki drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z wody Zalewu Szczecińskiego na stanowisku MO-S

RODZAJ	MO-S			
	19 96		19 97	
	GATUNEK	JTK/100ml	%	JTK/100ml
CANDIDA SP	144.00	27.02	186.00	17.33
C. colliculosa	44.00	8.25	13.00	1.21
C. famata	25.00	4.69	82.00	7.64
C. glabrata	33.00	6.19	14.00	1.30
C. holmii	0.00	0.00	0.00	0.00
C. lambica	3.00	0.56	0.00	0.00
C. lipolitica	0.00	0.00	0.00	0.00
C. parapsilosis	0.00	0.00	30.00	2.80
C. sake	36.00	6.75	45.00	4.19
C. zeynoides	9.00	1.59	2.00	0.19
CRYPTOCOCCUS SP	60.00	11.26	30.00	2.80
Cr. albidus	41.00	7.69	56.00	5.22
Cr. laurenti	46.00	8.63	30.00	2.80
Cr. neoformans	14.00	2.63	0.00	0.00
RHODOTORULA SP	229.00	42.96	489.00	45.57
Rh. glutinis	175.00	32.83	426.00	39.70
Rh. rubra	54.00	10.13	63.00	5.87
SACCHAROMYCES SP	12.00	2.25	85.00	7.92
S. cerevisiae	12.00	2.25	85.00	7.92
S. kluyverii	0.00	0.00	0.00	0.00
SPOROBOLOMYCES SP*	13.00	2.44	39.00	3.63
ZYGOSACCHAROMYCES SP*	2.00	0.37	0.00	0.00
GATUNKI				
Aureobasidium pullulans	0.00	0.00	25.00	2.33
Hansenula saturnus	3.00	0.56	90.00	8.39
Trichosporon cutaneum	1.00	0.19	70.00	6.52
NOZN	22.00	4.13	3.00	0.28

NOZN - szczepy o nieustalonej przynależności systematycznej

* nie ustalono przynależności gatunkowej

Tab.18. Gatunki drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z osadów dennych Zalewu Szczecińskiego na stacji BT-3

RODZAJ GATUNEK	BT-3					
	19 95		19 96		19 97	
	JTK/g	%	JTK/g	%	JTK/g	%
CANDIDA	82.0	26.2	360.0	31.1	431.0	42.1
C. inconspicua	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
C. colliculosa	11.0	3.5	44.0	3.8	45.0	4.4
C. famata	42.0	13.7	162.0	14.0	134.0	13.1
C. glabrata	0.0	0.0	23.0	2.0	30.0	2.7
C. holmii	3.0	1.0	5.0	0.4	1.0	0.1
C. intermedia	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
C. lipolitica	8.0	2.6	11.0	1.0	57.0	5.6
C. lusitaniae	0.0	0.0	11.0	1.0	10.0	0.9
C. parapsilosis	0.0	0.0	17.0	1.5	24.0	2.1
C. sake	9.0	2.9	45.0	3.9	56.0	5.5
C. tropicalis	2.0	0.6	0.0	0.0	53.0	5.2
C. utilis	6.0	1.9	32.0	2.8	21.0	2.1
C. zeynoides	1.0	0.3	10.0	0.9	0.0	0.0
CRYPTOCOCCUS	43.0	13.7	126.0	10.9	93.0	9.1
Cr. albidus	19.0	6.1	73.0	6.3	50.0	4.9
Cr. laurenti	24.0	7.7	46.0	4.0	43.0	4.2
Cr. neoformans	0.0	0.0	7.0	0.6	0.0	0.0
RHODOTORULA	79.0	25.2	365.0	31.6	176.0	17.2
Rh. glutinis	51.0	16.3	274.0	23.7	142.0	13.9
Rh. rubra	28.0	8.9	91.0	7.9	34.0	3.3
SACCHAROMYCES	20.0	6.4	38.0	3.3	40.0	3.9
S. cerevisiae	19.0	6.1	38.0	3.3	40.0	3.9
S. kluyverii	1.0	0.3	0.0	0.0	0.0	0.0
SPOROBOLOMYCES SP*	5.0	1.6	28.0	2.4	37.0	3.6
ZYGOSACCHAROMYCES SP*	0.0	0.0	0.0	0.0	4.0	0.4
GATUNKI						
Aureobasidium pullulans	10.0	3.2	0.0	0.0	0.0	0.0
Hansenula saturnus	34.0	10.9	104.0	9.0	94.0	9.2
Pichia carsonii	19.0	6.1	51.0	4.4	42.0	4.1
Trichosporon cutaneum	18.0	5.8	76.0	6.6	101.0	9.9
NOZN	3.0	1.0	8.0	0.7	6.0	0.6

NOZN -szczepy o nieustalonej przynależności systematycznej

* nie ustalono przynależności gatunkowej

Tab.19. Gatunki drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z osadów dennych Zalewu Szczecińskiego

RODZAJ GATUNEK	WW-E					
	19 95		19 96		19 97	
	JTK/g	%	JTK/g	%	JTK/g	%
CANDIDA	48.0	27.1	50.0	31.3	340.0	35.0
C. inconspicua	0.0	0.0	1.0	0.6	28.0	2.9
C. colliculosa	12.0	6.8	6.0	3.8	22.0	2.3
C. famata	23.0	13.0	19.0	11.9	126.0	13.0
C. glabrata	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
C. holmii	0.0	0.0	2.0	1.3	0.0	0.0
C. intermedia	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
C. lipolitica	3.0	1.7	8.0	5.0	63.0	6.5
C. lusitaniae	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
C. parapsilosis	0.0	0.0	2.0	1.3	10.0	1.0
C. sake	5.0	2.8	10.0	6.3	40.0	4.1
C. tropicalis	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
C. utilis	5.0	2.8	2.0	1.3	51.0	5.3
C. zeynoides	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
CRYPTOCOCCUS	19.0	10.7	16.0	10.0	122.0	12.6
Cr. albidus	10.0	5.7	8.0	5.0	80.0	8.2
Cr. laurenti	7.0	4.0	8.0	5.0	42.0	4.3
Cr. neoformans	2.0	1.1	0.0	0.0	0.0	0.0
RHODOTORULA	44.0	24.9	40.0	25.0	181.0	18.6
Rh. glutinis	32.0	18.1	28.0	17.5	153.0	15.8
Rh. rubra	12.0	6.8	12.0	7.5	28.0	2.9
SACCHAROMYCES	18.0	10.2	8.0	5.0	9.0	0.9
S. cerevisiae	12.0	6.8	8.0	5.0	6.0	0.6
S. kluyverii	6.0	3.4	0.0	0.0	3.0	0.3
SPOROBOLOMYCES SP*	10.0	5.7	0.0	0.0	45.0	4.6
ZYGOSACCHAROMYCES SP*	0.0	0.0	6.0	3.8	0.0	0.0
GATUNKI						
Aureobasidium pullulans	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
Hansenula saturnus	17.0	9.6	21.0	13.1	109.0	11.2
Pichia carsonii	18.0	10.2	10.0	6.3	82.0	8.4
Trichosporon cutaneum	3.0	1.7	9.0	5.6	78.0	8.0
NOZN	0.0	0.0	0.0	0.0	5.0	0.5

NOZN -szczepy o nieustalonej systematyce

* nie ustalono przynależności gatunkowej

Tab.20. Gatunki drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z osadów dennych Zalewu Szczecińskiego na stacji W-4

RODZAJ GATUNEK	W-4					
	19 95		19 96		19 97	
	JTK/g	%	JTK/g	%	JTK/g	%
CANDIDA	110.0	31.7	145.0	25.5	166.0	24.2
C. inconspicua	0.00	0.00	9.00	1.58	7.00	1.02
C. colliculosa	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
C. famata	33.00	9.51	67.00	11.80	83.00	12.12
C. glabrata	0.00	0.00	7.00	1.23	0.00	0.00
C. holmii	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
C. intermedia	3.00	0.86	1.00	0.18	0.00	0.00
C. lipolitica	16.00	4.61	10.00	1.76	0.00	0.00
C. lusitaniae	10.00	2.88	5.00	0.88	13.00	1.90
C. parapsilosis	10.00	2.88	31.00	5.46	12.00	1.75
C. sake	26.00	7.49	13.00	2.29	32.00	4.67
C. tropicalis	1.00	0.29	0.00	0.00	0.00	0.00
C. utilis	10.00	2.88	0.00	0.00	19.00	2.77
C. zeynoides	1.00	0.29	2.00	0.35	0.00	0.00
CRYPTOCOCCUS	21.0	6.1	57.0	10.0	86.0	12.6
Cr. albidus	8.00	2.31	26.00	4.58	52.00	7.59
Cr. laurenti	11.00	3.17	17.00	2.99	24.00	3.50
Cr. neoformans	2.00	0.58	14.00	2.46	10.00	1.46
RHODOTORULA	123.0	35.4	160.0	28.2	225.0	37.2
Rh. glutinis	86.00	24.78	102.00	17.96	176.00	25.69
Rh. rubra	37.00	10.66	58.00	10.21	49.00	7.15
SACCHAROMYCES	24.0	6.9	49.0	8.6	16.0	2.3
S. cerevisiae	24.00	6.92	49.00	8.63	11.00	1.61
S. kluyverii	0.00	0.00	0.00	0.00	5.00	0.73
SPOROBOLOMYCES SP*	2.00	0.58	11.00	1.94	20.00	2.92
ZYGOSACCHAROMYCES SP*	0.00	0.00	2.00	0.35	14.00	0.04
GATUNKI						
Aureobasidium pullulans	0.00	0.00	0.00	0.00	11.00	1.61
Hansenula saturnus	39.00	11.24	64.00	11.27	72.00	10.51
Pichia carsonii	25.00	7.20	27.00	4.75	41.00	5.99
Trichosporon cutaneum	3.00	0.86	40.00	7.04	32.00	4.67
NOZN	0.00	0.00	13.00	2.29	2.00	0.29

NOZN -szczyepy o nieustalonej przynależności systematycznej

* nie ustalono przynależności gatunkowej

Tab.21. Gatunki drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z osadów dennych Zalewu Szczecińskiego na stacji MO-S

RODZAJ GATUNEK	MO-S					
	19 95		19 96		19 97	
	JTK/g	%	JTK/g	%	JTK/g	%
CANDIDA	77.0	15.8	89.0	16.9	400.0	24.0
C. inconspicua	7.0	2.4	5.0	1.7	11.0	1.2
C. colliculosa	1.0	0.3	9.0	3.0	20.0	2.1
C. famata	31.0	10.8	53.0	17.8	170.0	18.1
C. glabrata	0.0	0.0	4.0	1.4	40.0	4.3
C. holmii	5.0	1.7	0.0	0.0	0.0	0.0
C. intermedia	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
C. lipolitica	13.0	4.5	0.0	0.0	66.0	7.0
C. lusitaniae	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
C. parapsilosis	12.0	4.2	10.0	3.4	3.0	0.3
C. sake	4.0	1.4	11.0	3.7	35.0	3.7
C. tropicalis	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
C. utilis	4.0	1.4	0.0	0.0	55.0	5.9
C. zeynoides	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
CRYPTOCOCCUS	43.0	8.8	57.0	10.8	99.0	5.9
Cr. albidus	23.0	8.0	25.0	8.4	46.0	4.9
Cr. laurenti	12.0	4.2	15.0	5.1	52.0	5.5
Cr. neoformans	8.0	2.8	17.0	5.7	1.0	0.1
RHODOTORULA	73.0	15.0	78.0	14.8	181.0	10.9
Rh. glutinis	57.0	19.9	55.0	18.5	151.0	16.1
Rh. rubra	16.0	5.6	23.0	7.7	30.0	3.2
SACCHAROMYCES	7.0	2.5	7.0	2.4	46.0	4.9
S. cerevisiae	7.0	2.4	7.0	2.4	46.0	4.9
S. kluyverii	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
SPOROBOLOMYCES SP*	14.0	4.9	14.0	4.7	36.0	3.8
ZYGOSACCHAROMYCES SP*	3.0	1.0	0.0	0.0	5.0	0.5
GATUNKI						
Aureobasidium pullulans	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
Hansenula saturnus	37.0	12.9	24.0	8.1	92.0	9.8
Pichia carsonii	26.0	9.1	17.0	5.7	40.0	4.3
Trichosporon cutaneum	4.0	1.4	6.0	2.0	30.0	3.2
NOZN	2.0	0.7	2.0	0.7	11.0	1.2

NOZN -szczyepy o nieustalonej przynależności systematycznej

* nie ustalono przynależności gatunkowej

Tab. 22. Aktywności enzymatyczna przedstawicieli mikoflory Zalewu Szczecińskiego.

RODZAJ GATUNEK	AIP	AcP	Ph	Est	El	Lip	Leu	Val	Cys	Try	Chy	L Ga	B Ga	B Gk	L Gl	B Gl	Nac	aMa	L Fu
nmol**																			
CANDIDA																			
<i>C. coliculosa</i>	5,0	40,0	5,0	20,0	5,0	5,0	40,0	20,0	5,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
<i>C. famata</i>	30,0	30,0	5,0	12,5	5,0	1,3	12,5	1,3	0,0	0,0	0,0	0,0	10,0	0,0	10,0	1,3	0,0	0,0	0,0
<i>C. lipolitica</i>	31,3	31,3	31,3	21,3	8,8	0,0	25,0	3,8	1,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	12,5	0,0	0,0	0,0
<i>C. sake</i>	20,8	22,5	13,3	15,0	12,5	2,5	33,3	6,7	5,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	9,2	0,8	7,5	0,0	0,0
<i>C. utilis</i>	0,0	40,0	40,0	0,0	0,0	5,0	20,0	20,0	5,0	5,0	5,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
CRYPTOCOCCUS																			
<i>Cr. albidus</i>	5,0	40,0	20,0	0,0	5,0	5,0	40,0	20,0	5,0	0,0	0,0	0,0	0,0	5,0	40,0	0,0	0,0	0,0	0,0
<i>Cr. laurenti</i>	5,0	40,0	20,0	20,0	20,0	5,0	5,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	5,0	5,0	0,0	0,0	0,0
RHODOTORULA																			
<i>Rh. rubra</i>	13,8	35,4	25,8	21,3	11,3	5,0	36,7	20,4	9,6	0,8	0,4	0,0	0,0	0,0	1,3	2,1	0,4	0,0	0,0
<i>Rh. glutinis</i>	15,0	33,3	20,0	15,0	20,0	5,0	28,0	12,5	5,0	0,4	0,0	0,0	0,0	0,0	5,0	2,5	5,0	0,0	0,0
SACCHAROMYCES																			
<i>S. cerevisiae</i>	0,0	20,0	2,5	5,0	5,0	2,5	20,0	10,0	10,0	2,5	0,0	0,0	0,0	2,5	20,0	2,5	0,0	0,0	0,0
<i>S. laurenti</i>	40,0	20,0	5,0	20,0	20,0	5,0	40,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	5,0	0,0	0,0	0,0
ZYGOSACCHAR. SP*	33,3	40,0	10,0	5,0	5,0	1,7	33,3	10,0	5,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,7	1,7	1,7	0,0	0,0
GATUNKI																			
<i>Hansenula saturnus</i>	25,0	22,5	21,3	12,5	12,5	1,3	25,0	8,8	3,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	16,3	0,0	0,0	0,0
<i>Aureobasidium pullulans</i>	15,0	33,3	21,7	15,0	5,0	0,0	26,7	5,0	1,7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	3,3	6,7	1,7	0,0	0,0
<i>Pichia carsonii</i>	22,0	40,0	21,0	8,0	8,0	2,0	28,0	4,0	3,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	2,0	0,0	9,0	0,0	0,0
<i>Trichosporon cutaneum</i>	5,0	20,0	5,0	20,0	5,0	5,0	20,0	5,0	5,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	20,0	0,0	0,0	0,0

* nie ustalono przynależności gatunkowej

** aktywność enzymatyczną oceniano jako ilość nmoli rozłożonego substratu

Tab.23. Wartości wskaźników fizyko-chemicznych wody Zalewu Szczecińskiego w 1995 roku

STACJA POBORU PRÓB	MIESIĄC	TEMPERATURA °C		p H		ZAW. O ₂ W WODZIE mg / L		NASYCENIE O ₂ %		PRZEWODNICTWO μS / cm	
		powierz.	dno	powierz.	dno	powierz.	dno	powierz.	dno	powierz.	dno
BT3	IV	NB	5,6	NB	8,4	NB	13,2	NB	104,7	NB	1382,0
	V	"	10,5	"	8,0	"	9,8	"	87,3	"	965,0
	VI	"	18,2	"	8,3	"	10,6	"	111,3	"	858,0
	VII	"	19,0	"	8,7	"	8,8	"	93,9	"	1042,0
	VIII	"	22,4	"	8,1	"	8,1	"	92,2	"	962,0
	X	"	11,0	"	7,7	"	9,1	"	82,0	"	617,0
	XI	"	2,5	"	7,5	"	9,1	"	66,8	"	4030,0
	XII	"	NB	"	NB	"	NB	"	NB	"	NB
WWE	IV	NB	6,3	NB	7,6	NB	11,8	NB	95,2	NB	3330,0
	V	"	12,0	"	7,9	"	11,5	"	105,9	"	2100,0
	VI	"	18,2	"	8,7	"	11,9	"	125,0	"	1594,0
	VII	"	18,3	"	8,3	"	3,5	"	36,8	"	1035,0
	VIII	"	22,9	"	8,6	"	10,1	"	116,1	"	1122,0
	X	"	10,6	"	8,3	"	11,5	"	102,7	"	3370,0
	XI	"	2,5	"	7,8	"	12,8	"	93,6	"	2500,0
	XII	"	NB	"	NB	"	NB	"	NB	"	NB
W4	IV	NB	5,6	NB	7,9	NB	13,3	NB	105,5	NB	3830,0
	V	"	10,3	"	8,6	"	11,9	"	105,6	"	3660,0
	VI	"	17,6	"	8,6	"	9,8	"	101,6	"	1284,0
	VII	"	19,0	"	8,7	"	10,1	"	107,8	"	1318,0
	VIII	"	22,0	"	8,3	"	8,2	"	92,6	"	1630,0
	X	"	10,5	"	8,3	"	11,7	"	104,3	"	2870,0
	XI	"	2,5	"	8,1	"	13,1	"	95,8	"	3300,0
	XII	"	NB	"	NB	"	NB	"	NB	"	NB
MOS	IV	NB	5,3	NB	8,2	NB	12,7	NB	99,9	NB	5230,0
	V	"	11,1	"	8,7	"	10,8	"	97,5	"	3470,0
	VI	"	17,9	"	8,7	"	11,6	"	121,1	"	2070,0
	VII	"	19,2	"	8,7	"	3,7	"	36,6	"	1086,0
	VIII	"	22,5	"	8,5	"	8,2	"	93,6	"	1752,0
	X	"	10,5	"	8,2	"	11,3	"	100,7	"	3810,0
	XI	"	2,4	"	7,9	"	12,9	"	94,1	"	4920,0
	XII	"	NB	"	NB	"	NB	"	NB	"	NB

NB - prób nie pobierano

Tab.25. Wartości wskaźników fizyko-chemicznych wody Zalewu Szczecińskiego w 1997 roku

STACJA POBORU PRÓB	MIESIĄC	TEMPERATURA °C		p H		ZAW. O ₂ W WODZIE mg / L		NASYCENIE O ₂ %		PRZEWODNICTWO μS / cm	
		powierz.	dno	powierz.	dno	powierz.	dno	powierz.	dno	powierz.	dno
BT3	IV	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB
	V	13,0	13,5	8,3	8,4	9,8	9,4	108,4	89,5	1190,0	1190,0
	VI	17,7	17,7	8,4	8,4	9,6	9,1	99,8	94,6	1250,0	1280,0
	VII	19,3	19,8	8,1	8,1	7,3	7,1	78,3	76,9	1187,0	1207,0
	VIII	23,3	23,3	7,8	7,8	6,5	6,3	75,3	73,0	568,0	563,0
	X	13,5	13,4	8,0	8,0	9,4	9,1	89,5	86,4	968,0	960,0
	XI	5,8	5,6	7,8	7,8	11,6	11,1	92,4	88,0	1980,0	3020,0
	XII	2,3	2,3	7,7	7,6	11,9	11,7	86,6	85,1	2120,0	1170,0
WWE	IV	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB
	V	12,0	11,0	8,9	8,9	8,6	8,2	79,2	73,9	2170,0	1030,0
	VI	18,1	17,8	8,1	8,1	8,1	7,9	84,9	82,3	1027,0	2190,0
	VII	19,8	19,7	8,5	8,6	9,0	8,8	97,5	95,2	1993,0	776,0
	VIII	23,6	23,4	7,8	7,8	5,9	5,5	68,7	63,8	557,0	1130,0
	X	13,4	13,7	8,4	8,4	10,0	9,2	95,0	87,9	1326,0	1323,0
	XI	5,4	5,4	7,9	7,9	12,2	12,1	96,2	95,4	2820,0	3060,0
	XII	2,5	2,5	7,7	7,8	11,8	11,3	86,3	82,7	2210,0	2160,0
W4	IV	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB
	V	13,0	13,0	7,8	8,4	8,7	8,3	81,9	78,1	1480,0	1610,0
	VI	17,2	17,1	8,3	8,3	10,3	8,1	105,9	83,2	1480,0	1726,0
	VII	20,3	19,5	8,7	8,5	11,4	9,3	124,7	100,2	1900	2230,0
	VIII	23,3	23,1	8,3	8,3	8,6	8,3	94,6	78,5	493,0	491,0
	X	13,2	13,2	8,4	8,2	10,0	9,9	94,8	93,7	1489,0	1489,0
	XI	5,8	5,6	8,1	8,1	11,8	11,8	94,0	93,6	1960,0	2050,0
	XII	2,8	2,6	7,9	8,0	11,6	11,1	85,5	81,4	1560,0	2020,0
MOS	IV	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB	NB
	V	12,0	11,5	8,8	8,9	7,5	6,8	69,1	62,4	2400,0	2630,0
	VI	17,8	17,7	7,9	7,9	7,2	6,3	75,0	65,5	1334,0	1642,0
	VII	20,2	19,9	8,2	8,2	8,1	7,8	88,4	84,7	1270,0	1350,0
	VIII	23,8	23,6	7,9	7,9	7,0	6,8	81,9	79,2	561,0	564,0
	X	13,3	13,4	8,3	8,3	9,7	8,5	91,9	80,7	1290,0	1320,0
	XI	5,7	5,7	8,0	8,0	12,0	12,0	95,4	95,4	3100,0	3140,0
	XII	3,3	2,5	7,9	8,0	11,4	11,6	85,2	84,8	2120,0	2070,0

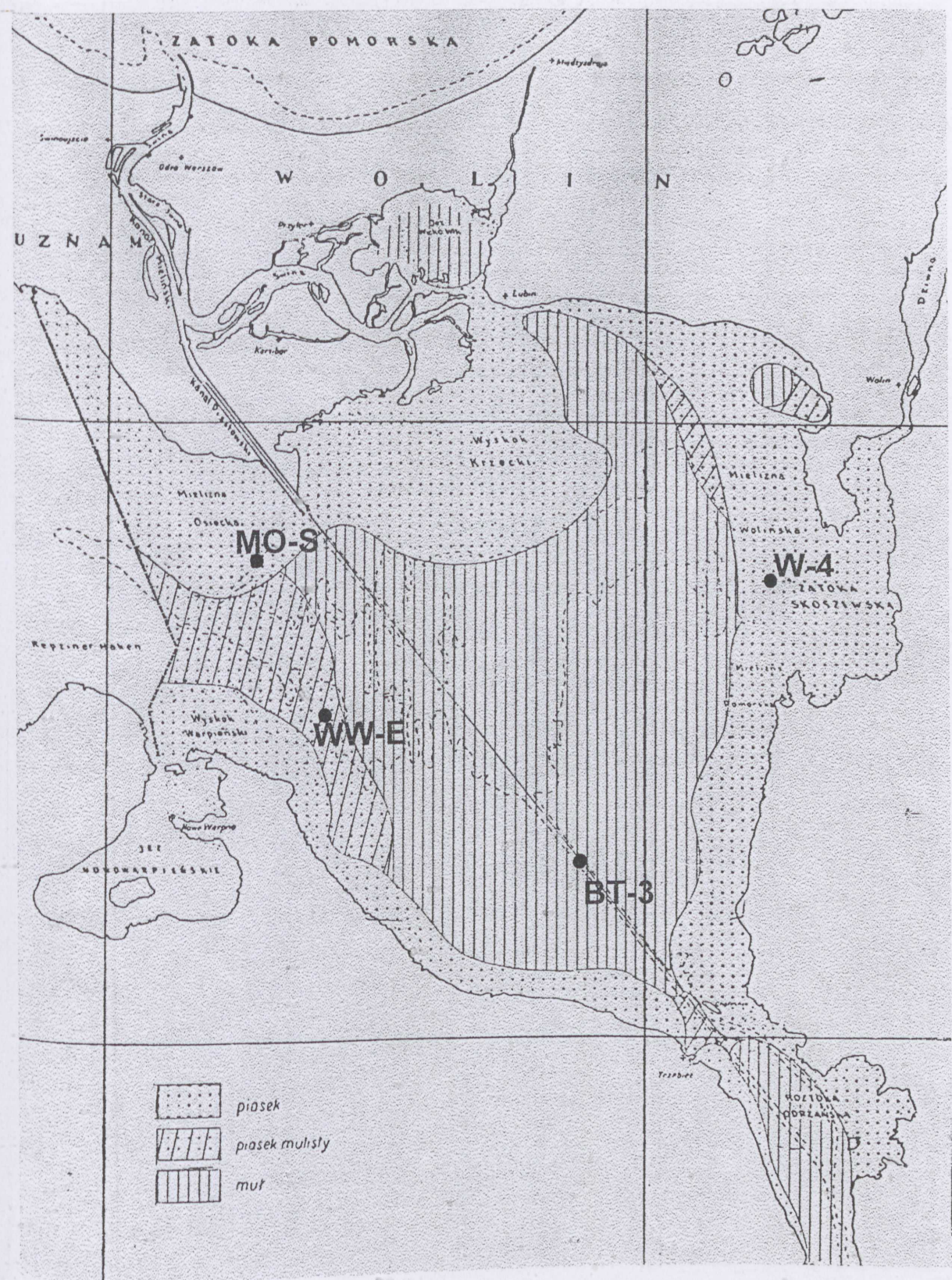
NB - prób nie pobierano

Tab.24. Wartości wskaźników fizyko-chemicznych wody Zalewu Szczecińskiego w 1996 roku

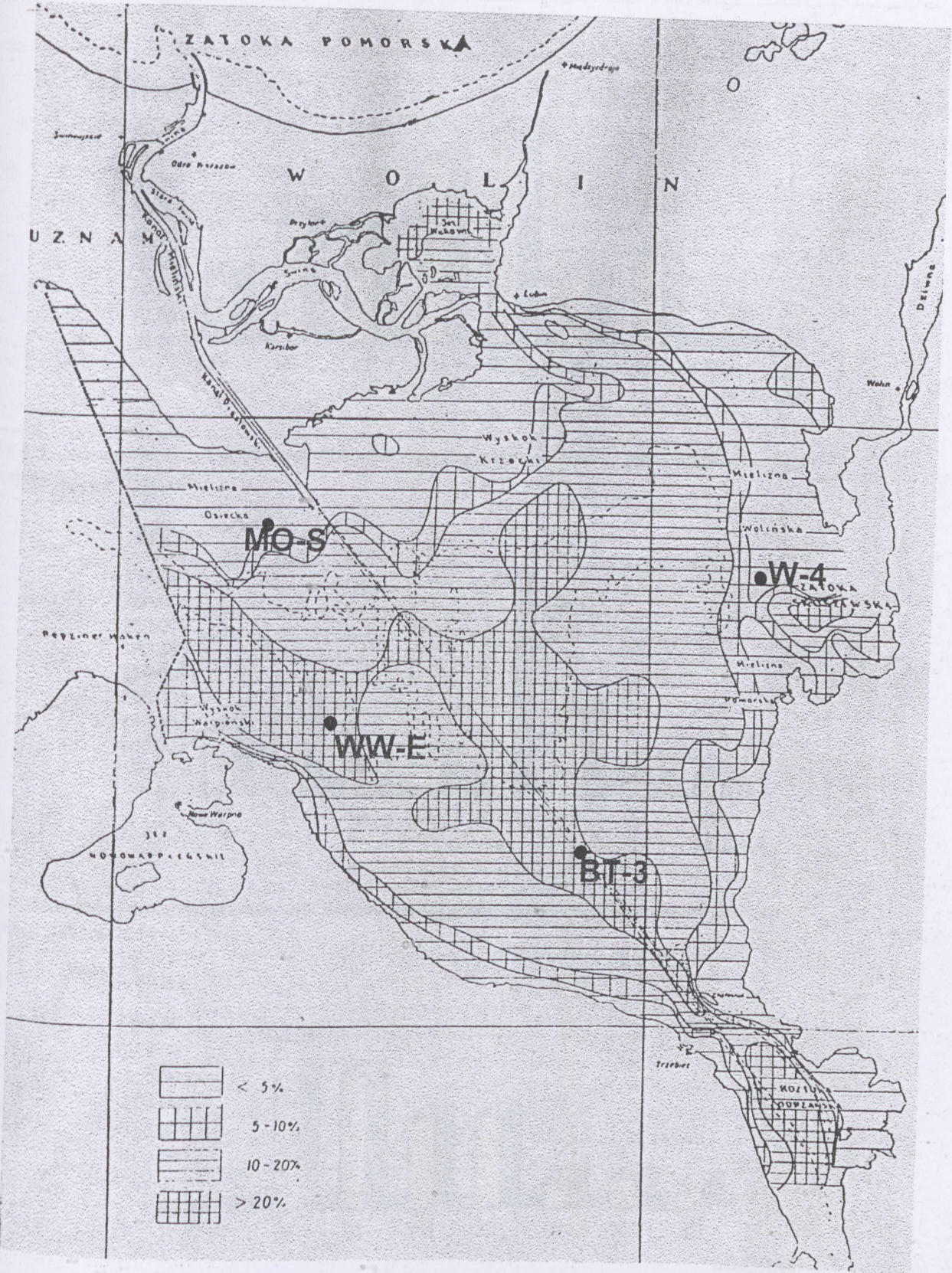
STACJA POBORU PRÓB	MIESIĄC	TEMPERATURA °C		p H		ZAW. O ₂ W WODZIE mg / L		NASYCENIE O ₂ %		PRZEWODNICTWO µS / cm	
		powierz.	dno	powierz.	dno	powierz.	dno	powierz.	dno	powierz.	dno
BT3	IV	11,0	5,0	8,0	7,8	9,1	8,8	82,0	68,7	1320,0	3520,0
	V	16,0	15,0	7,2	7,1	9,2	8,7	92,3	85,5	558,0	590,0
	VI	17,6	17,6	7,0	7,7	8,5	8,3	88,2	86,1	659,0	661,0
	VII	18,2	18,0	8,0	8,0	7,6	7,0	79,8	73,2	941,0	988,0
	VIII	21,2	21,2	8,8	8,7	11,0	10,7	122,2	118,9	1020,0	1060,0
	X	12,9	12,9	7,9	7,8	10,1	9,5	94,9	89,3	986,0	984,0
	XI	7,7	8,0	7,5	7,4	10,4	9,4	86,8	79,0	1497,0	1790,0
	XII	2,8	2,9	7,5	7,2	12,8	12,0	94,4	88,7	2570,0	2570,0
WWE	IV	12,0	5,0	8,2	8,2	12,3	12,3	113,3	96,1	1058,0	1058,0
	V	15,6	13,8	7,8	7,8	12,0	12,0	119,4	115,0	636,0	636,0
	VI	17,1	17,1	8,7	8,8	11,2	5,7	115,0	58,2	843,0	841,0
	VII	18,1	18,0	8,5	8,5	12,5	7,2	131,0	75,3	1283,0	1317,0
	VIII	21,3	21,2	8,2	8,1	15,6	8,5	173,9	94,5	842,0	1130,0
	X	12,5	12,5	8,2	8,2	13,5	11,2	125,7	104,3	1300,0	1297,0
	XI	7,7	7,7	7,8	7,8	11,0	10,6	91,8	88,5	2670,0	2880,0
	XII	2,8	2,8	7,8	7,8	13,0	12,1	95,9	89,2	2810,0	2820,0
W4	IV	12,0	7,0	8,4	7,8	11,2	10,8	103,1	88,7	653,0	1706,0
	V	14,7	15,0	8,7	8,1	12,0	11,0	117,2	108,0	653,0	833,0
	VI	16,7	15,7	8,8	8,8	11,1	8,4	113,0	83,5	938,0	938,0
	VII	19,0	18,0	9,1	8,5	10,9	11,0	116,3	115,1	1660,0	1695,0
	VIII	22,8	20,5	9,0	8,1	9,2	8,9	105,6	97,8	1012,0	1296,0
	X	13,0	13,0	8,2	8,2	9,7	8,8	91,3	82,7	1520,0	1831,0
	XI	7,4	7,4	8,1	7,8	11,0	10,6	91,2	87,9	2160,0	2640,0
	XII	2,8	2,8	7,9	7,8	13,0	12,5	95,9	92,2	1750,0	1760,0
MOS	IV	11,0	5,5	8,2	8,5	11,2	10,7	100,9	84,6	1840,0	2240,0
	V	15,3	13,9	8,8	8,6	11,9	6,4	117,4	61,5	977,0	2300,0
	VI	16,8	16,7	8,6	8,5	10,2	10,0	104,1	101,8	804,0	810,0
	VII	18,2	18,2	8,7	8,7	9,7	9,5	101,9	99,8	1706,0	1711,0
	VIII	22,6	21,2	8,9	8,5	13,7	9,2	156,6	102,3	1174,0	1463,0
	X	12,5	12,5	8,4	8,4	11,3	9,1	105,2	84,7	1805,0	2680,0
	XI	7,7	7,7	8,0	8,0	10,6	10,1	88,5	84,3	2610,0	2620,0
	XII	2,8	2,8	7,9	7,9	12,8	12,2	94,4	90,0	1770,0	1760,0



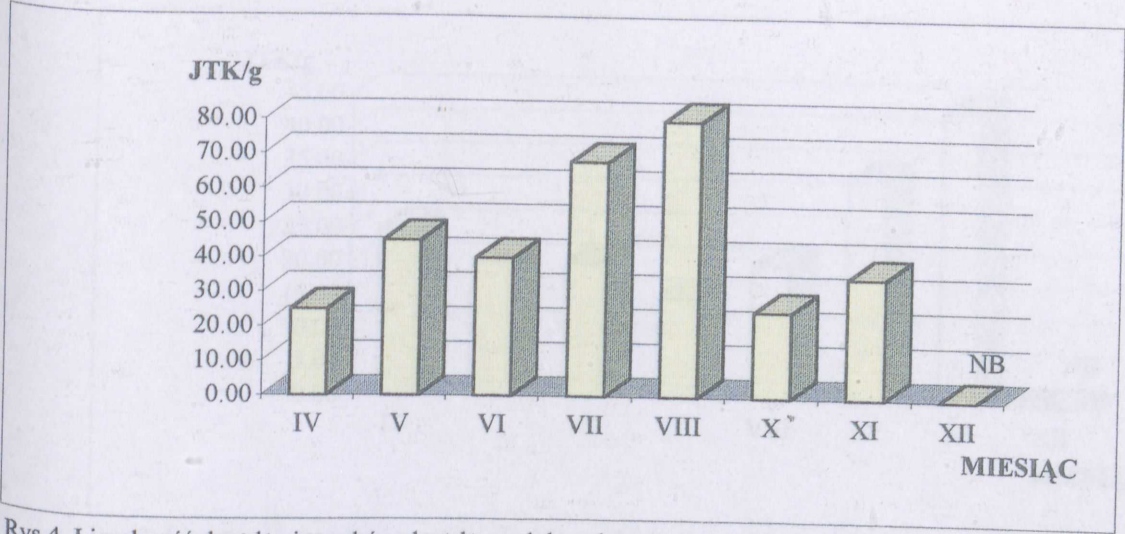
Rys. 1. Rozmieszczenie stacji badawczych na Zalewie Szczecińskim



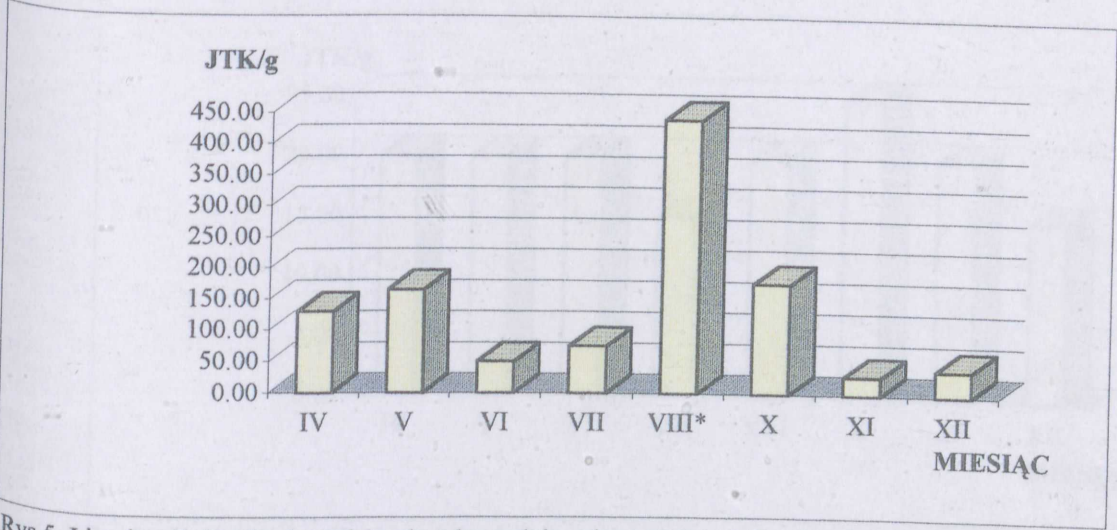
Rys.2. Typy osadów dennych Zalewu Szczecińskiego za Majewskim (1980)



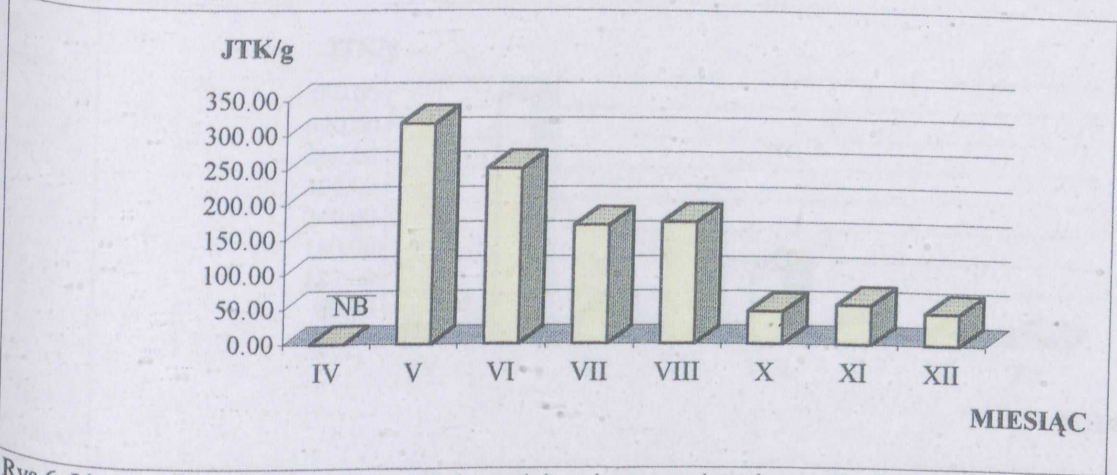
Rys.3. Rozmieszczenie materii organicznej w osadach dennych Zalewu Szczecińskiego za Majewskim (1980)



Rys.4. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji BT-3 w 1995 roku.

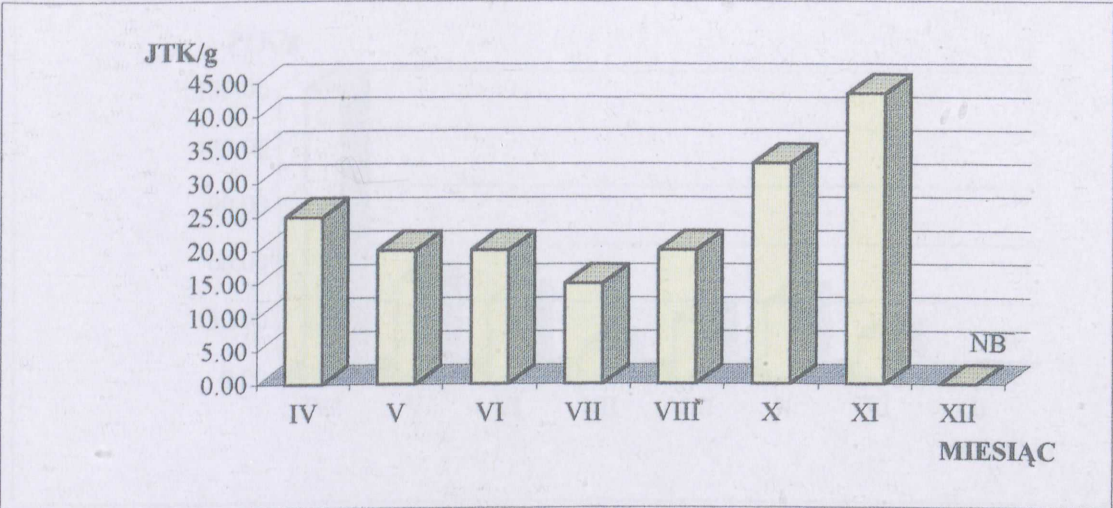


Rys.5. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji BT-3 w 1996 roku.

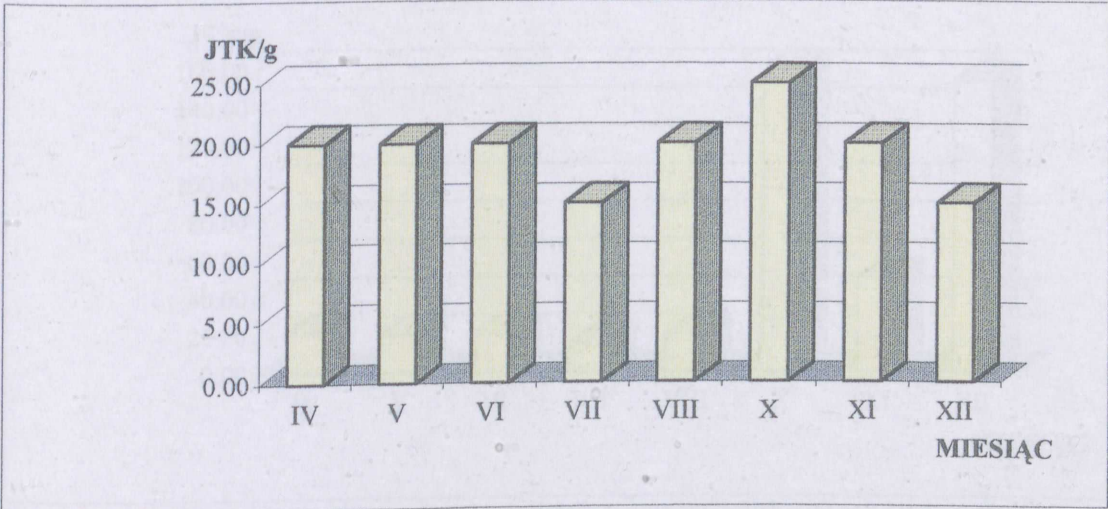


Rys.6. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji BT-3 w 1997 roku

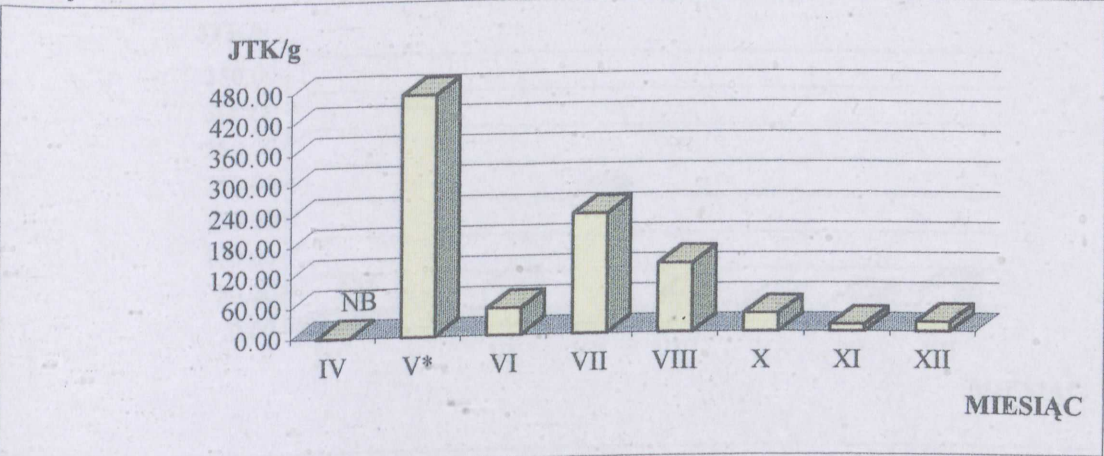
NB - prób nie pobierano
* różnice potwierdzone statystycznie



Rys.7. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji WW-E w 1995 roku.



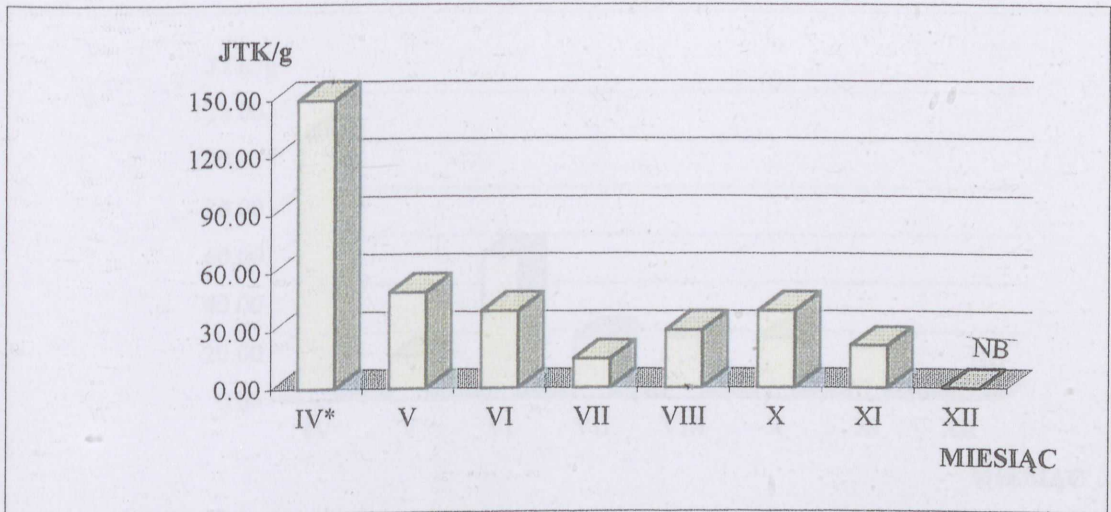
Rys.8. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji WW-E w 1996 roku.



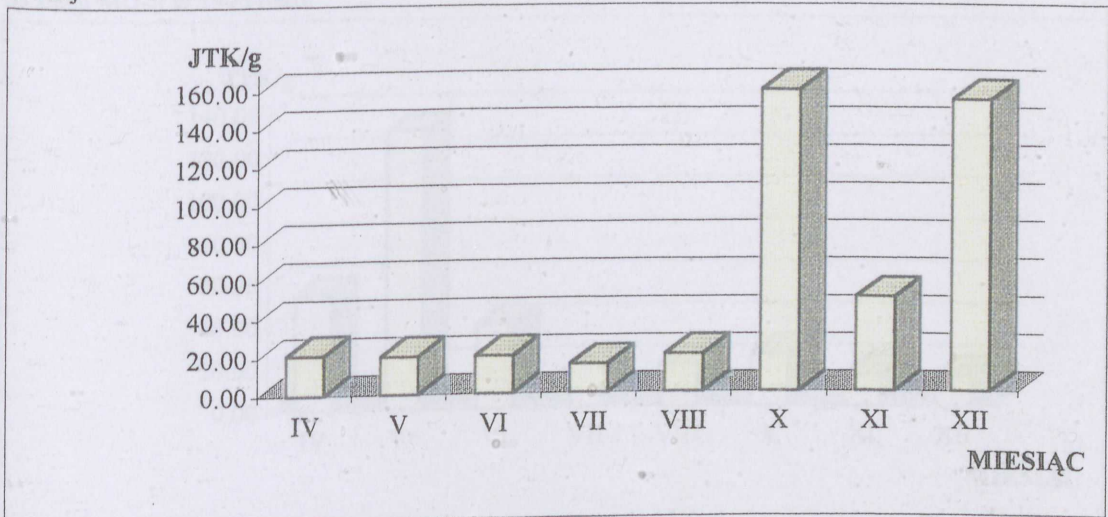
Rys.9. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji WW-E w 1997 roku.

NB - prób nie pobierano

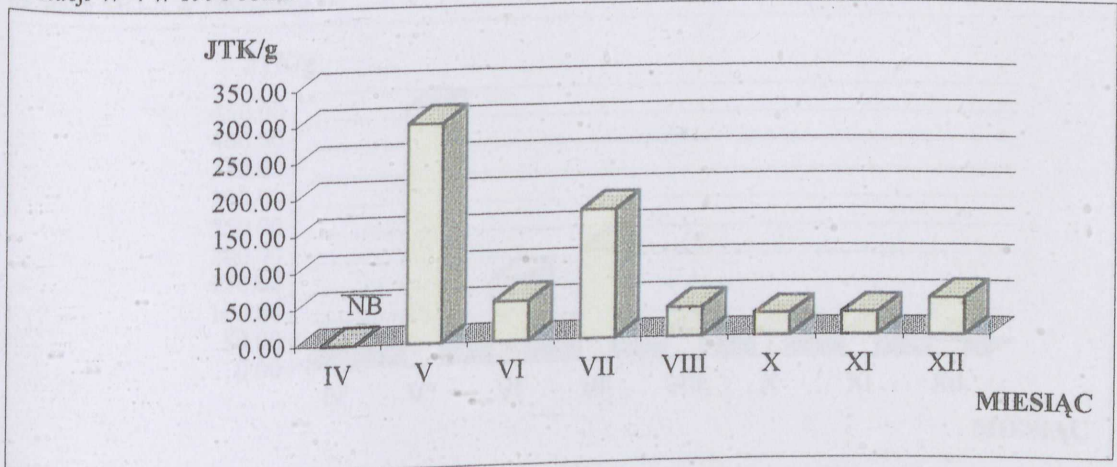
* różnice potwierdzone statystycznie



Rys.10. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji W-4 w 1995 roku.



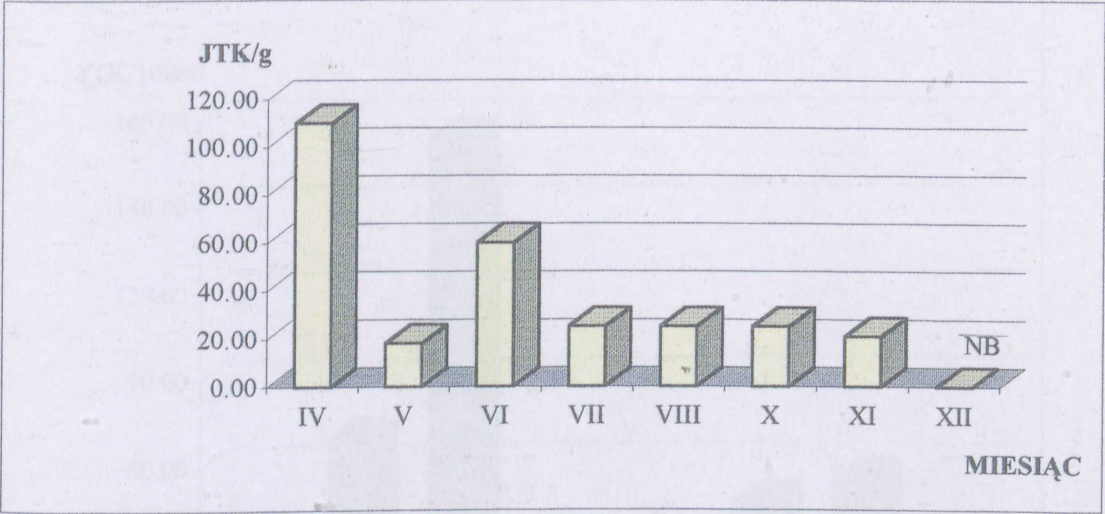
Rys.11. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących próbach osadów dennych na stacji W-4 w 1996 roku.



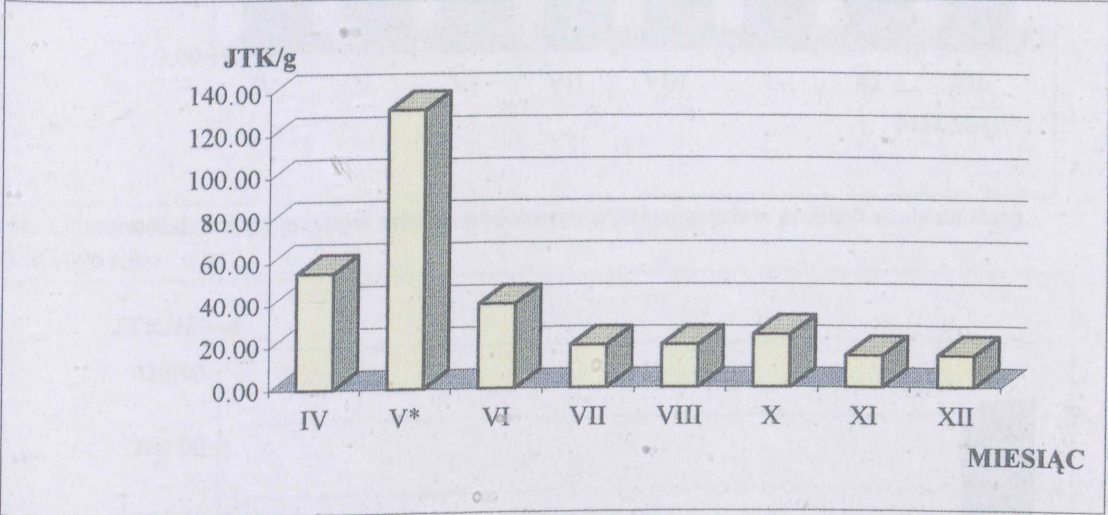
Rys.12. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji W-4 w 1997 roku.

NB - prób nie pobierano

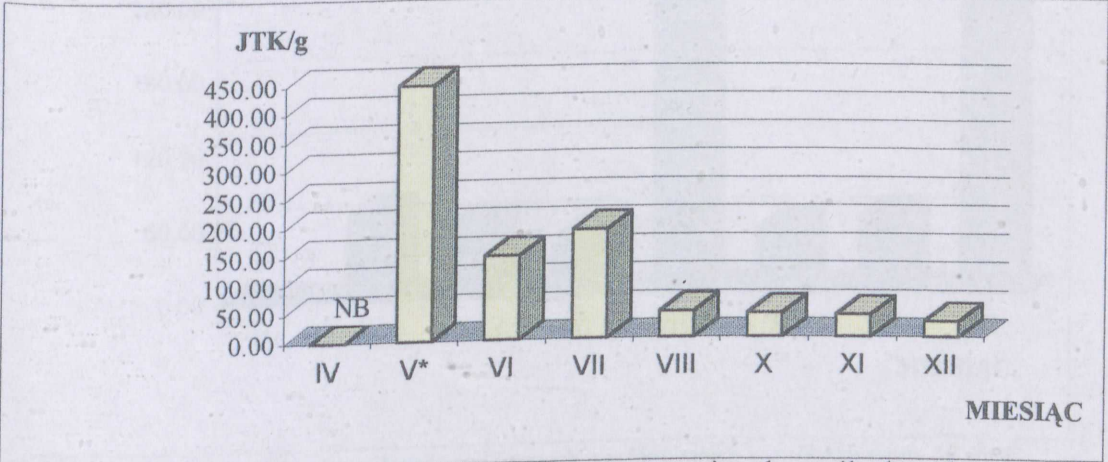
* różnice potwierdzone statystycznie



Rys. 13. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących próbach osadów dennych na stacji MO-S w 1995 roku.



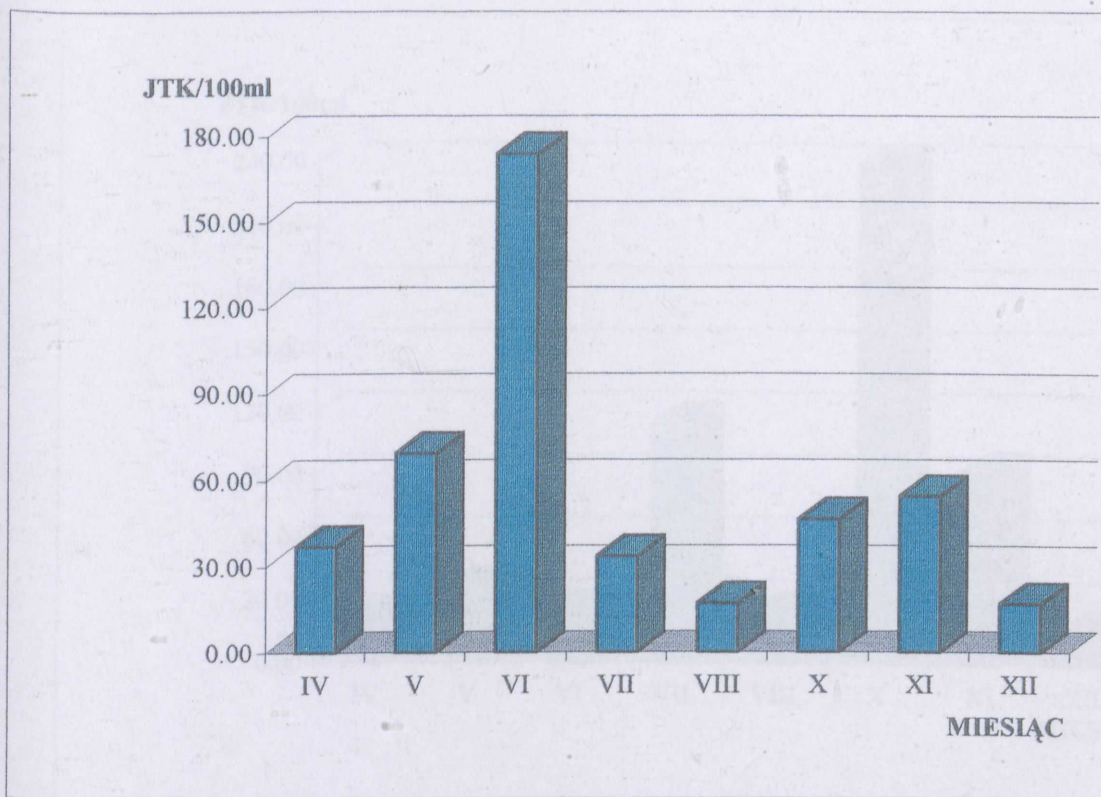
Rys. 14. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących próbach osadów dennych na stacji MO-S w 1996 roku.



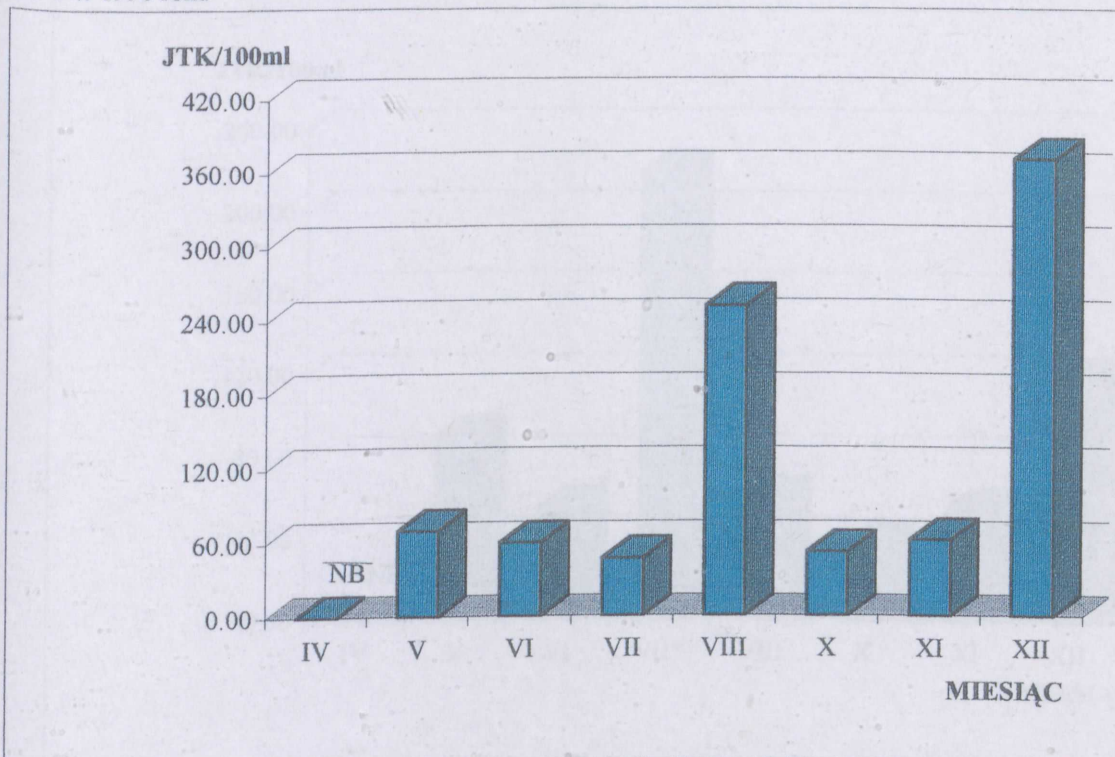
Rys. 15. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach osadów dennych na stacji MO-S w 1997 roku.

NB - prób nie pobierano

* różnice potwierdzone statystycznie

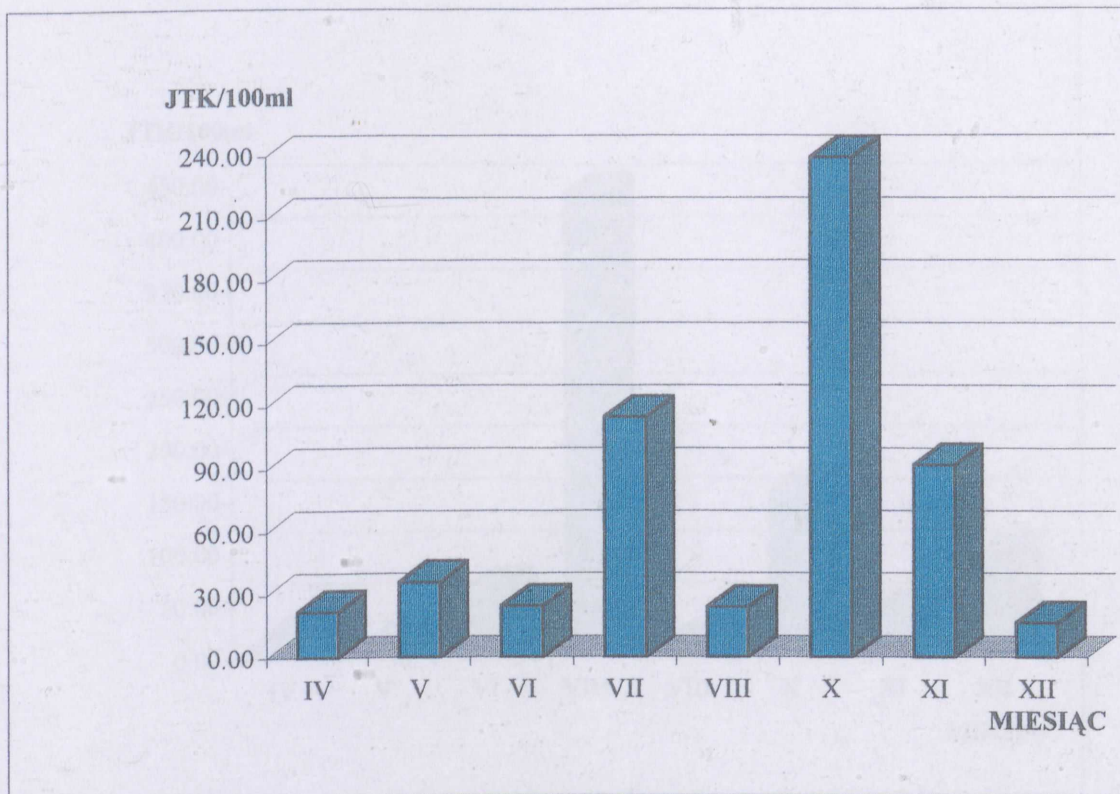


Rys. 16. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach wody na stacji BT-3 w 1996 roku

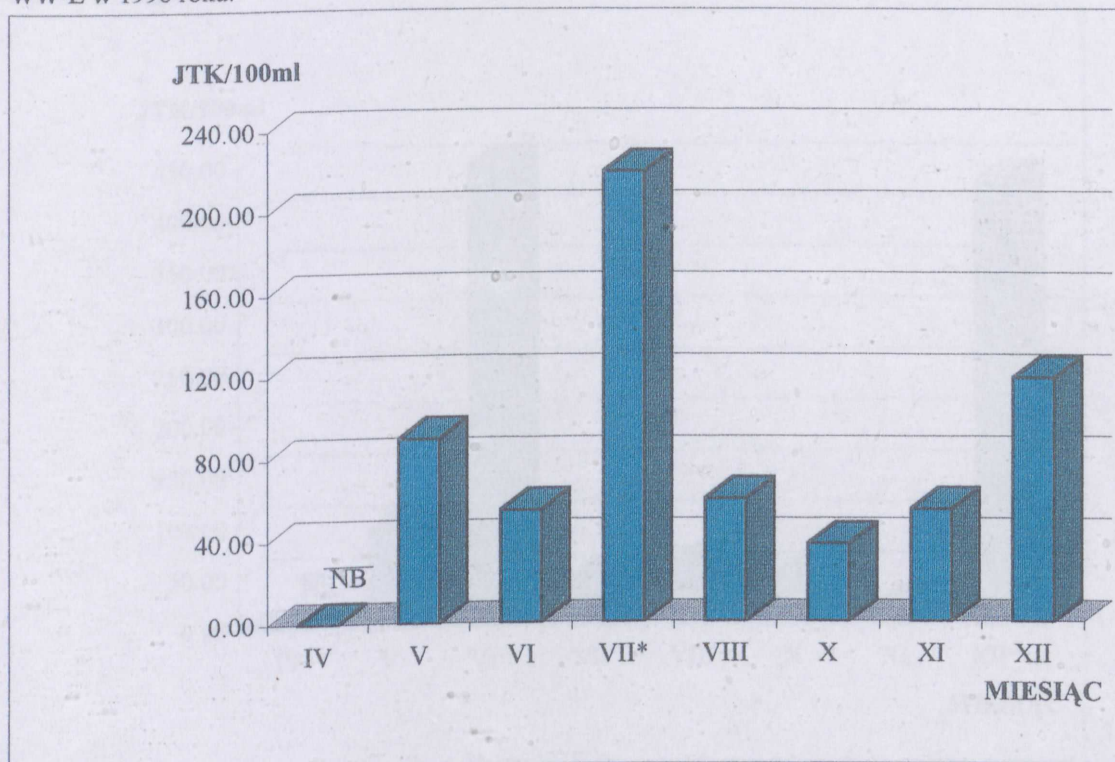


Rys. 17. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach wody na stacji BT-3 w 1997 roku

NB - prób nie pobierano



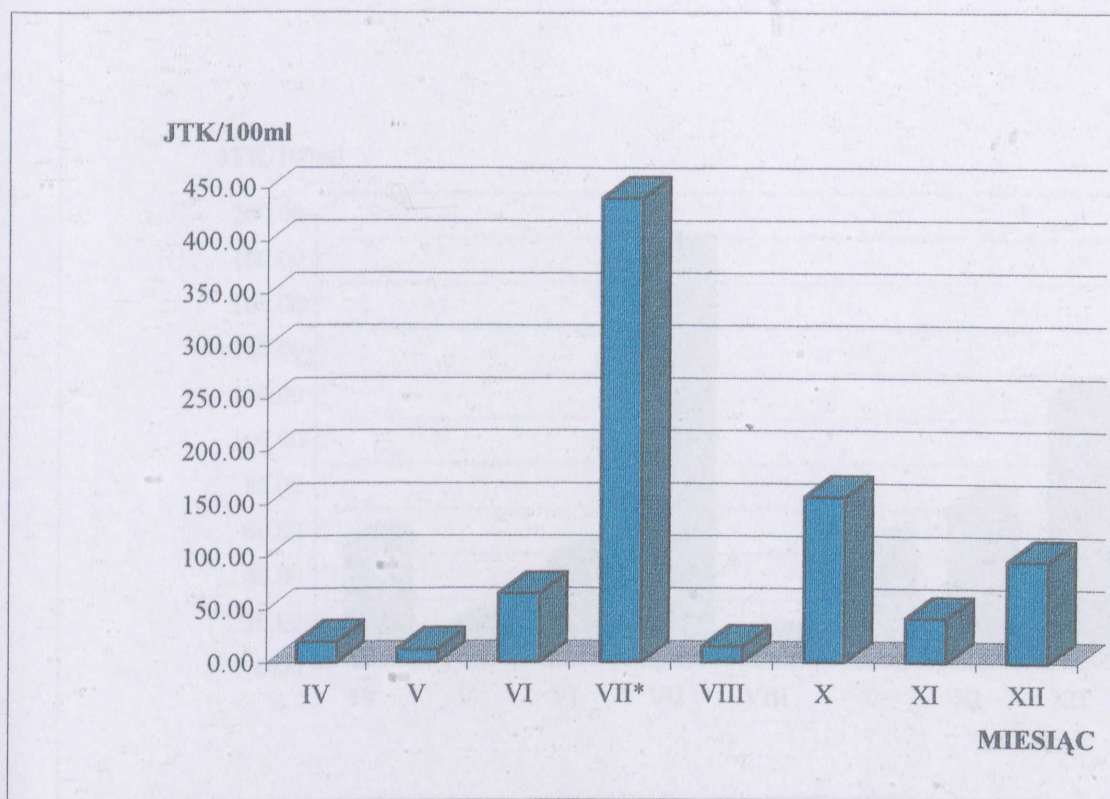
Rys. 18. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach wody na stacji WW-E w 1996 roku.



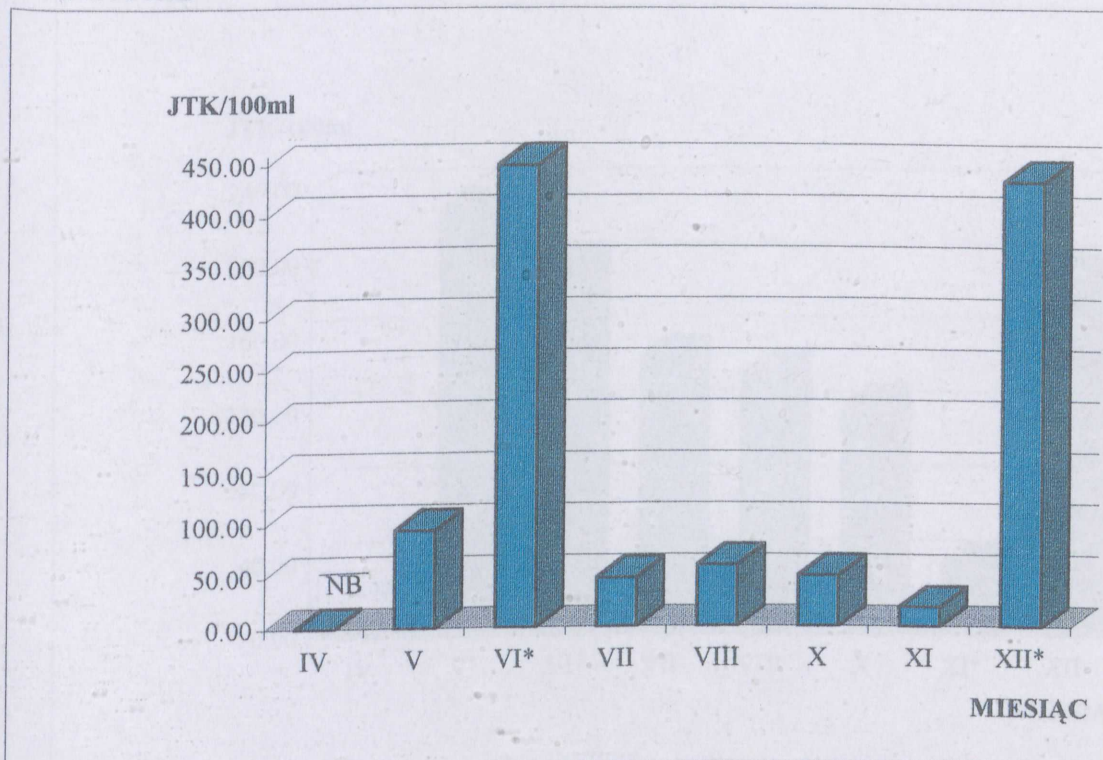
Rys. 19. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach wody na stacji WW-E w 1997 roku.

NB - prób nie pobierano

* różnice potwierdzono statystycznie



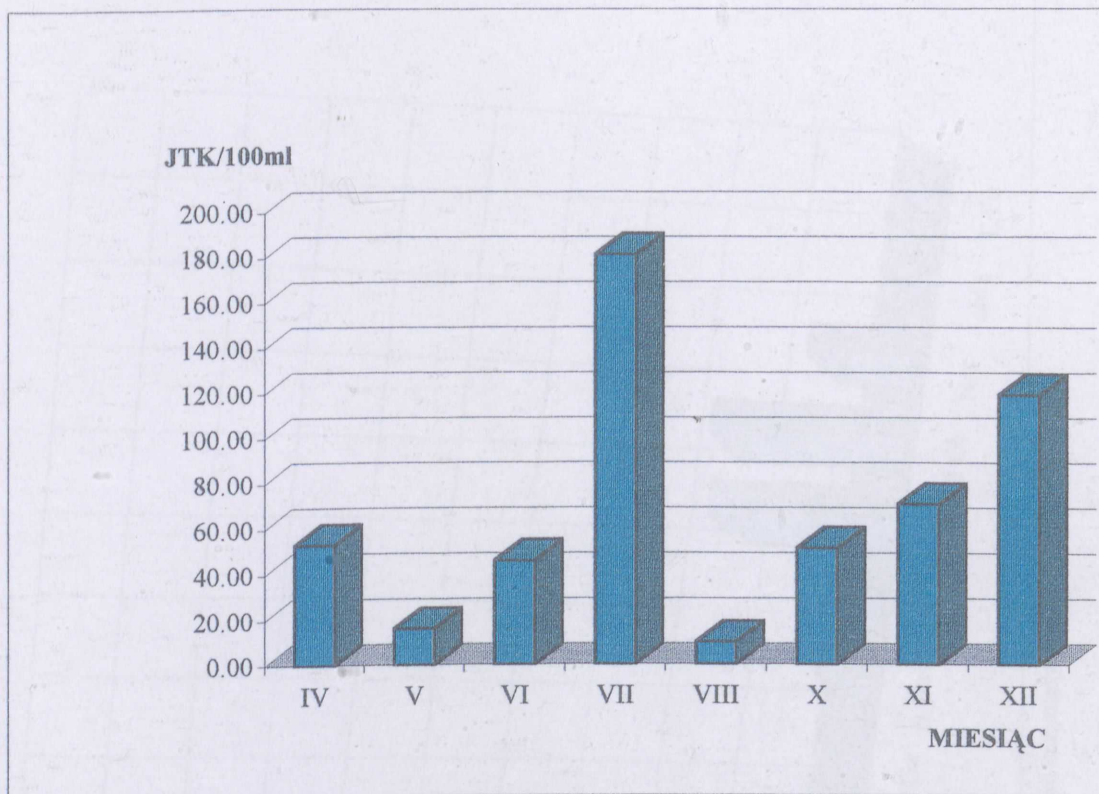
Rys.20. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach wody na stacji W-4 w 1996 roku



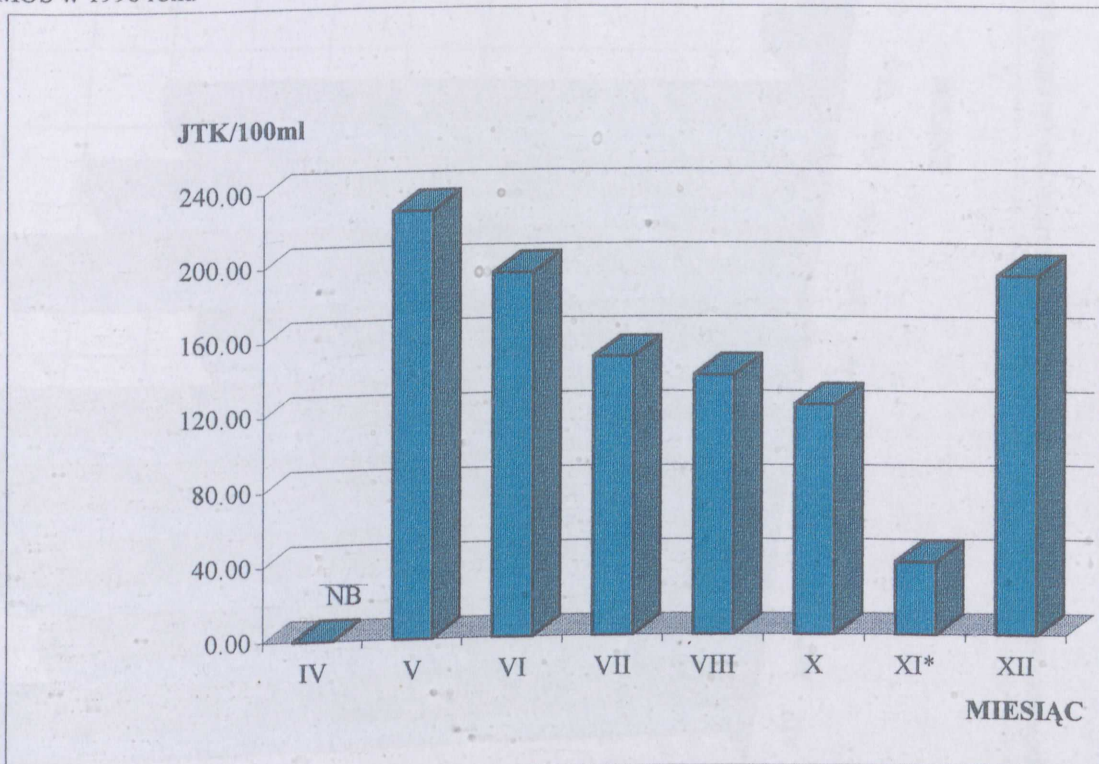
Rys.21. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach wody na stacji W-4 w 1997 roku

NB - prób nie pobierano

* różnice potwierdzone statystycznie



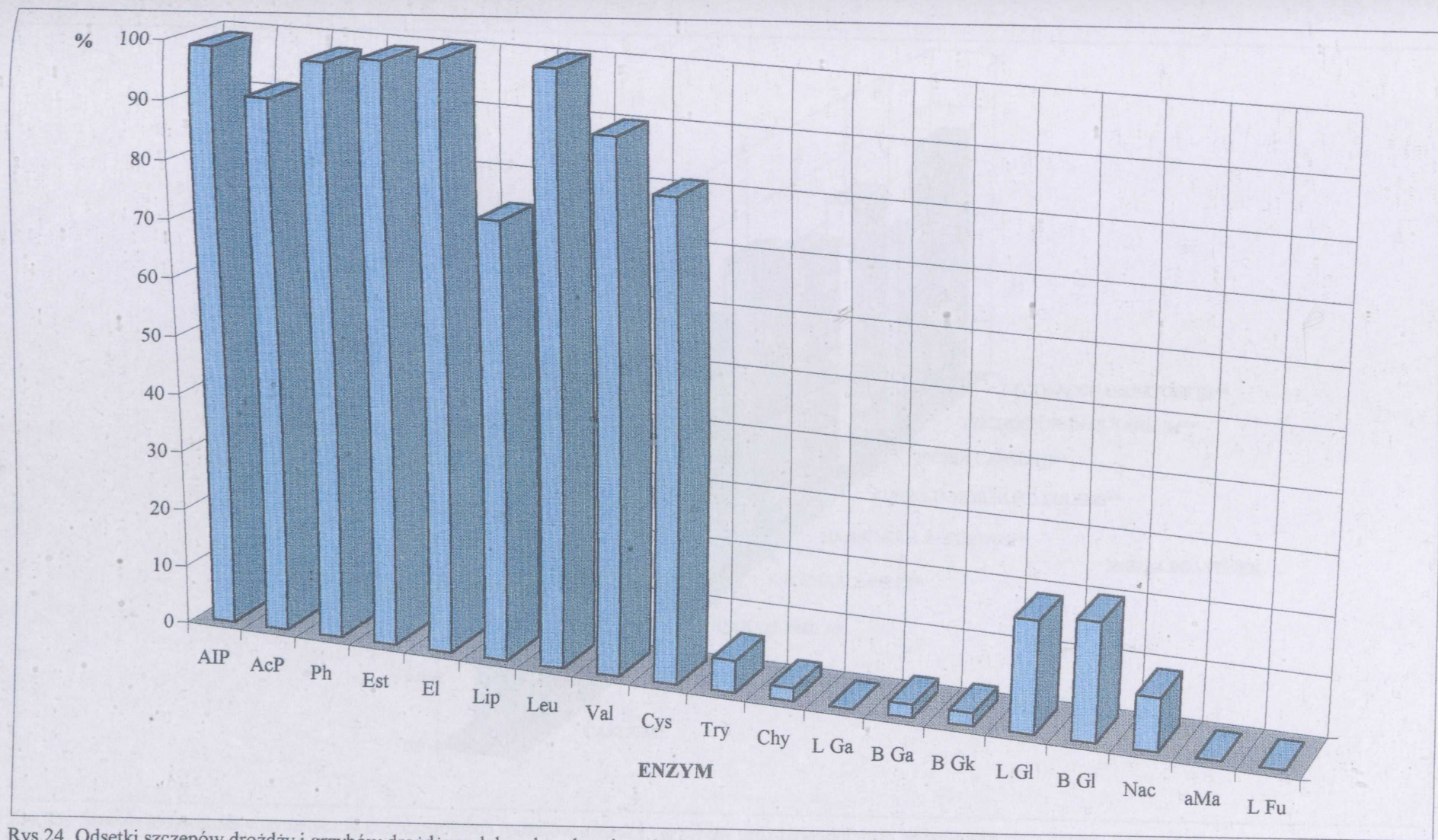
Rys.22. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach wody na stacji MOS w 1996 roku



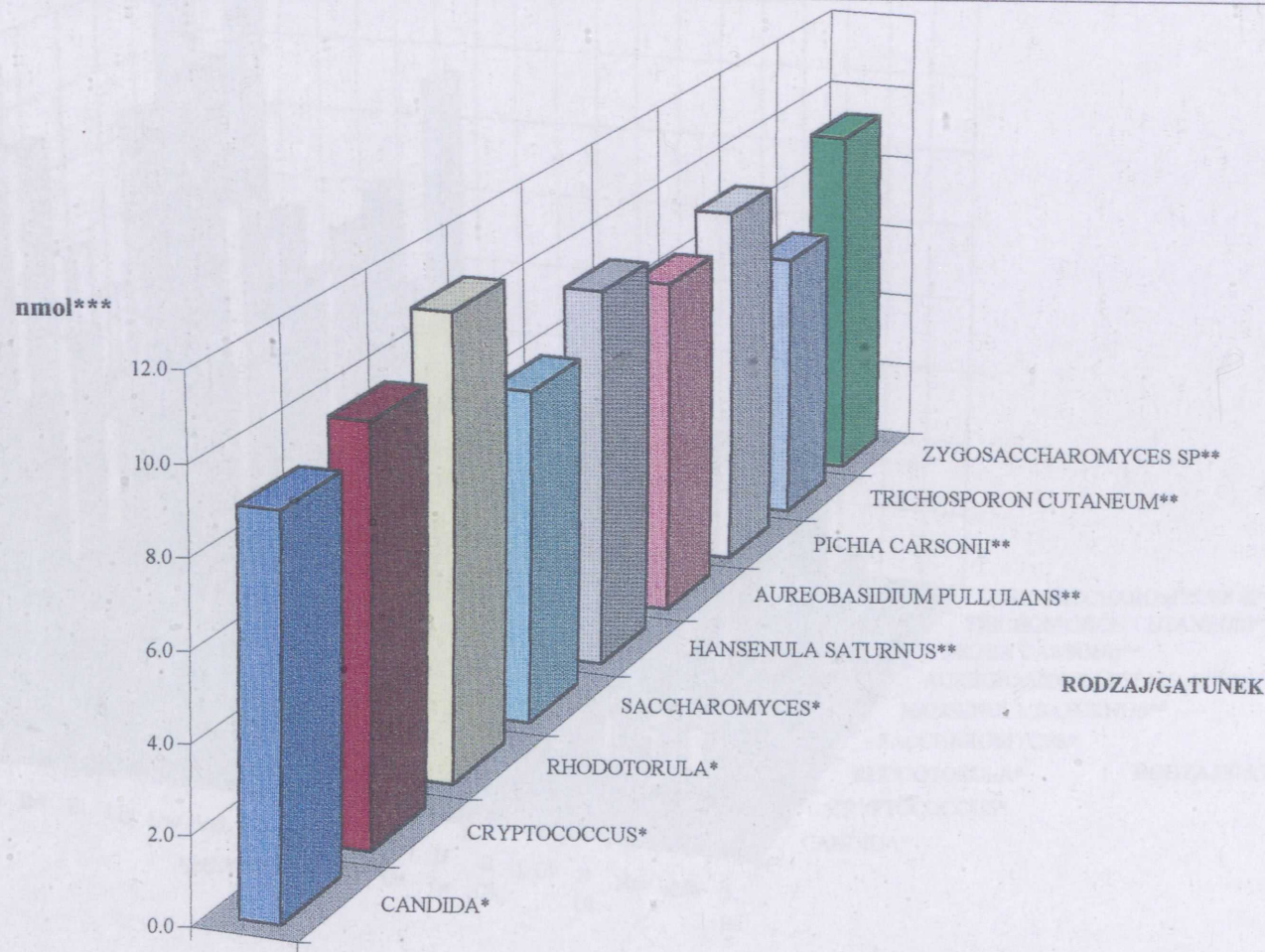
Rys.23. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach wody na stacji MO-S w 1997 roku

NB - prób nie pobierano

* różnice potwierdzono statystycznie



Rys.24. Odsetki szczepów drożdży i grzybów drożdżopodobnych wykazujących określoną aktywność enzymatyczną

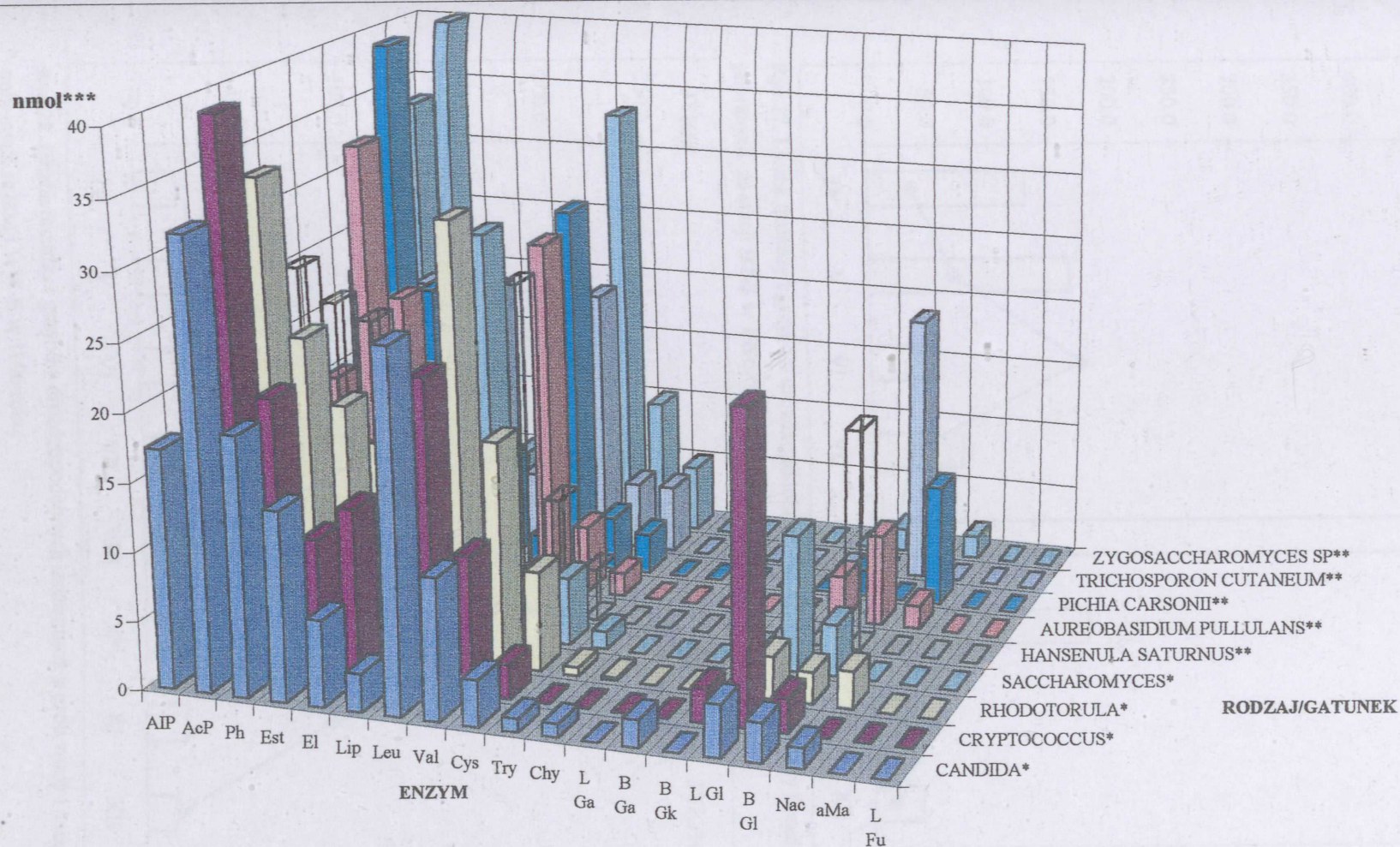


Rys.25. Średnia aktywności enzymatyczna poszczególnych rodzajów drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z Zalewu Szczecińskiego

* rodzaj

** gatunek jako jedyny przedstawiciel rodzaju

*** aktywność enzymatyczna oceniano jako ilość nmoli rozłożonego substratu

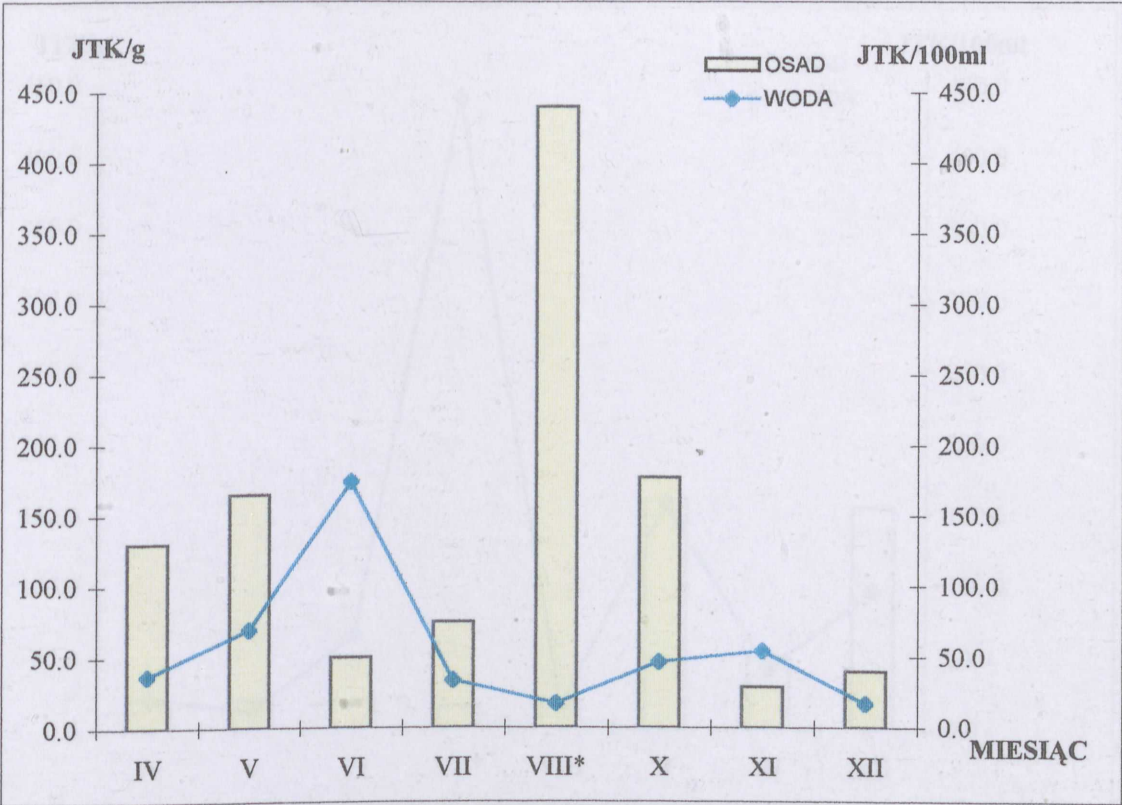


Rys.26. Aktywność enzymatyczna rodzajów i gatunków drożdży i grzybów drożdżopodobnych wyizolowanych z Zalewu Szczecińskiego.

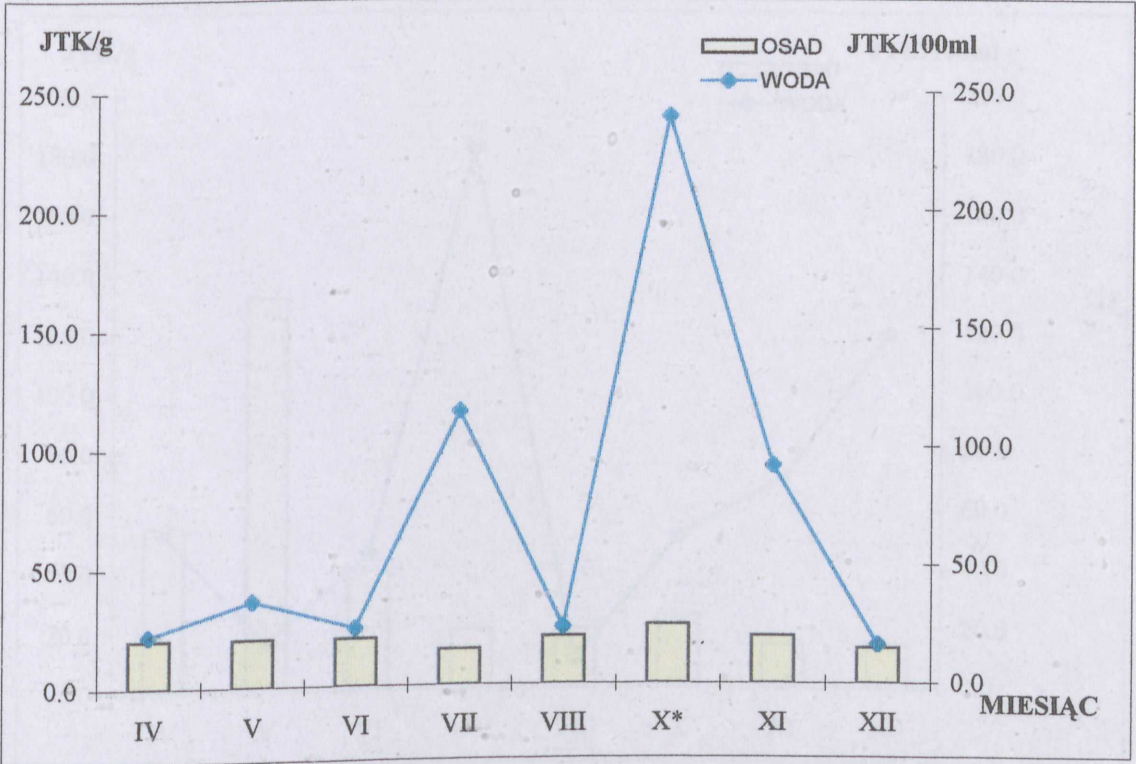
* rodzaj

** gatunek jako jedyny przedstawiciel rodzaju

*** aktywność enzymatyczną oceniano jako ilość nmoli rozłożonego substratu

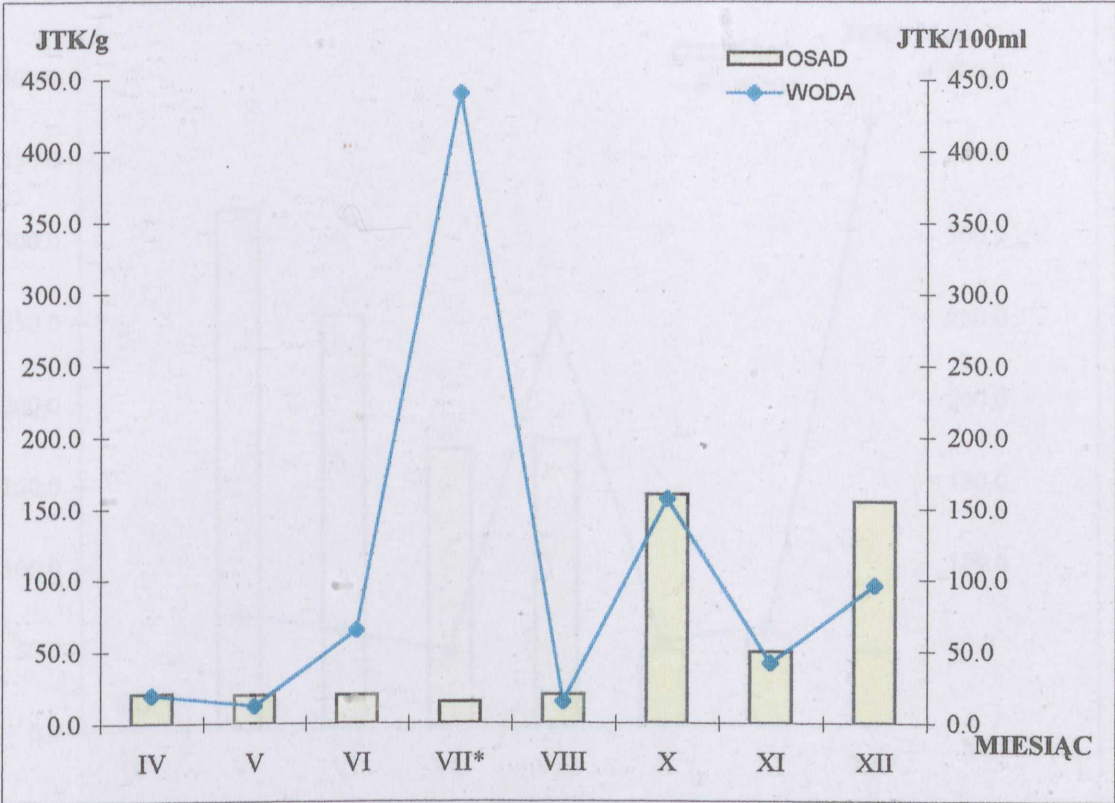


Rys.27. Liczba drożdży i grzybów drożdżopodobnych uzyskanych z prób wody i osadów dennych pobranych ze stacji BT-3 w 1996 roku

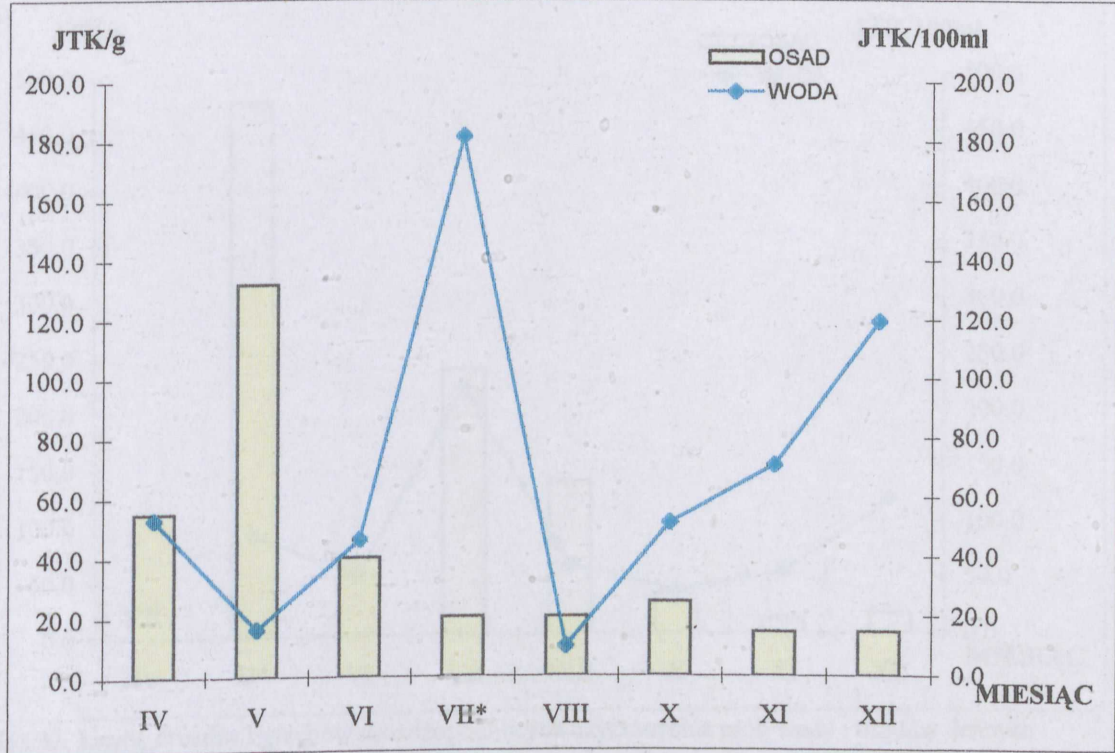


Rys.28. Liczba drożdży i grzybów drożdżopodobnych uzyskanych z prób wody i osadów dennych pobranych ze stacji WW-E w 1996 roku

* różnice potwierdzone statystycznie

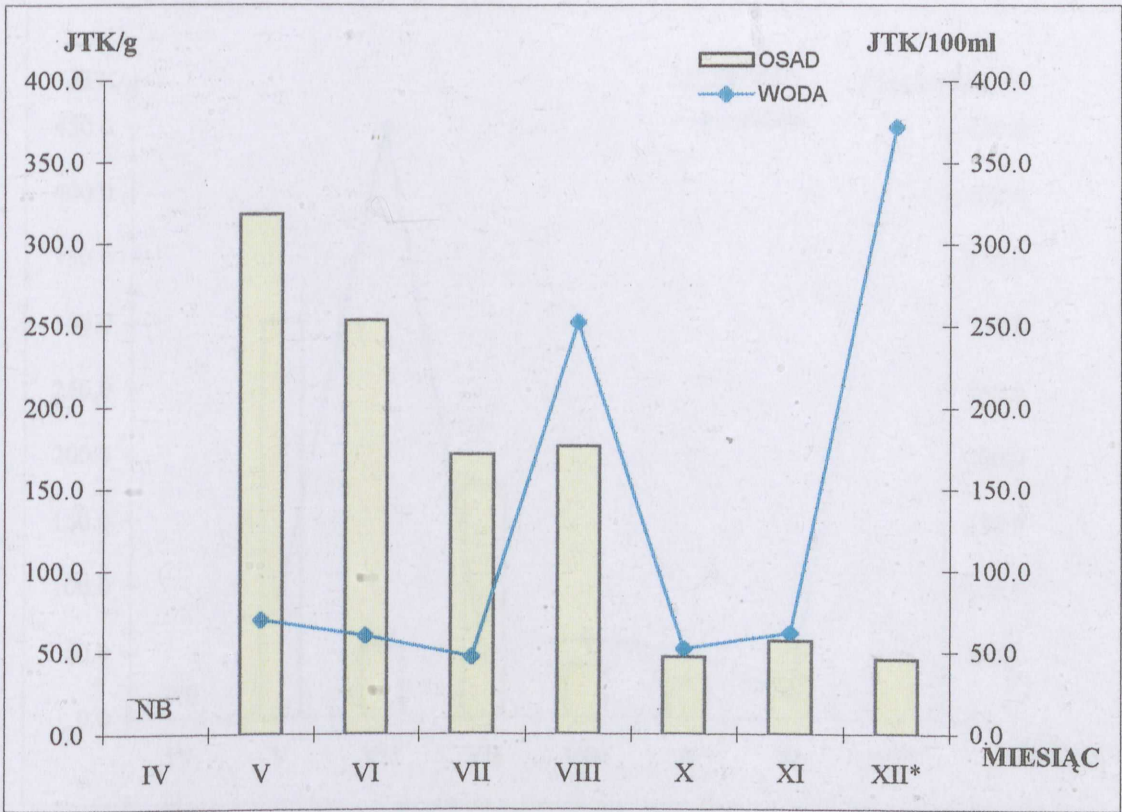


Rys.29. Liczba drożdży i grzybów drożdżopodobnych uzyskanych z prób wody i osadów dennych pobranych ze stacji W-4 w 1996 roku

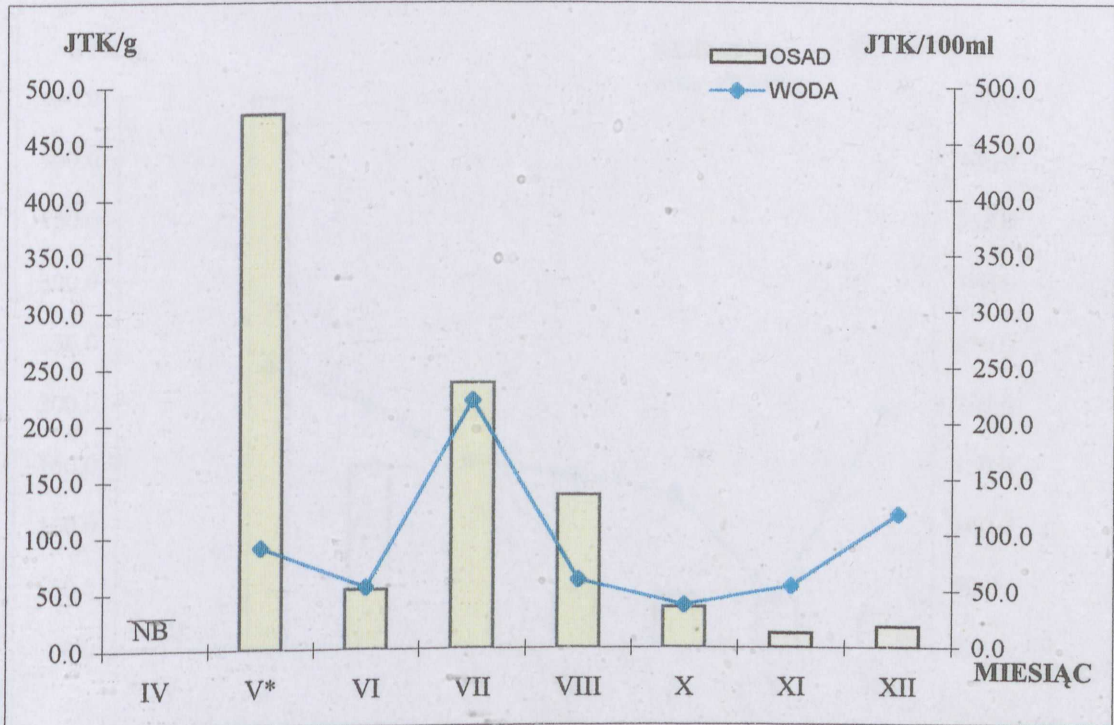


Rys.30. Liczba drożdży i grzybów drożdżopodobnych uzyskanych z prób wody i osadów dennych pobranych ze stacji MO-S w 1996 roku

* różnice potwierdzone statystycznie



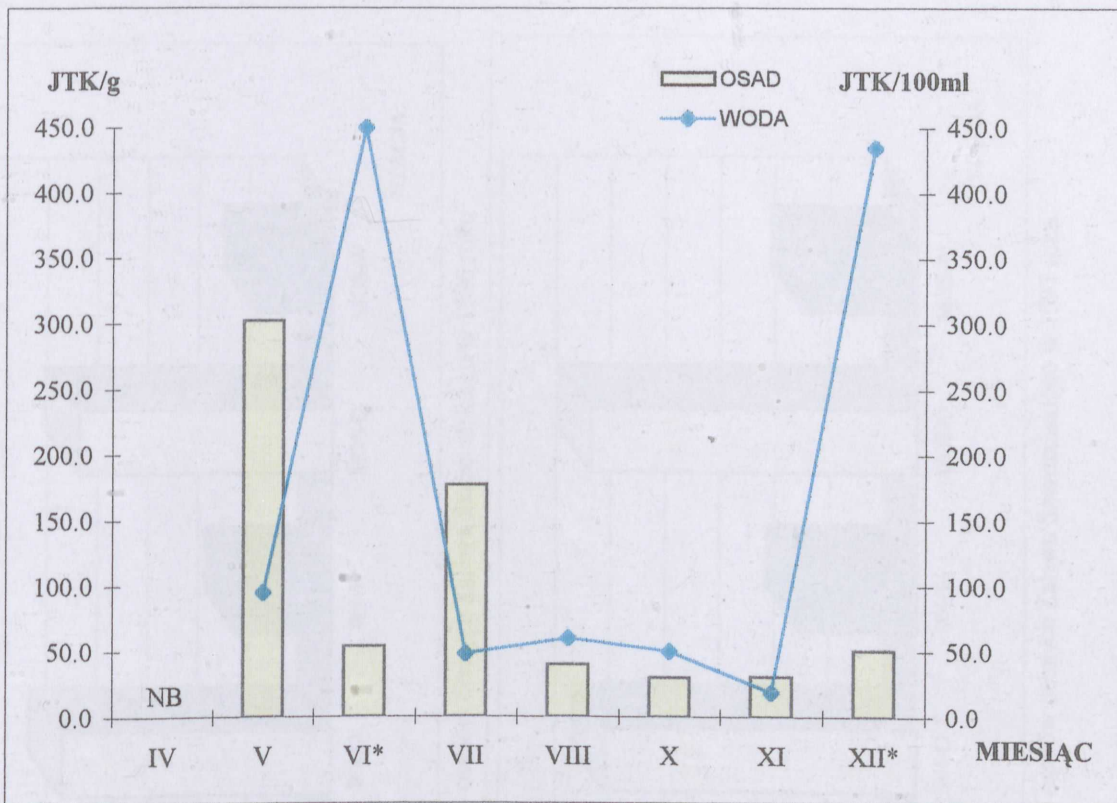
Rys.31. Liczba drożdży i grzybów drożdżopodobnych uzyskanych z prób wody i osadów dennych pobranych ze stacji BT-3 w 1997 roku.



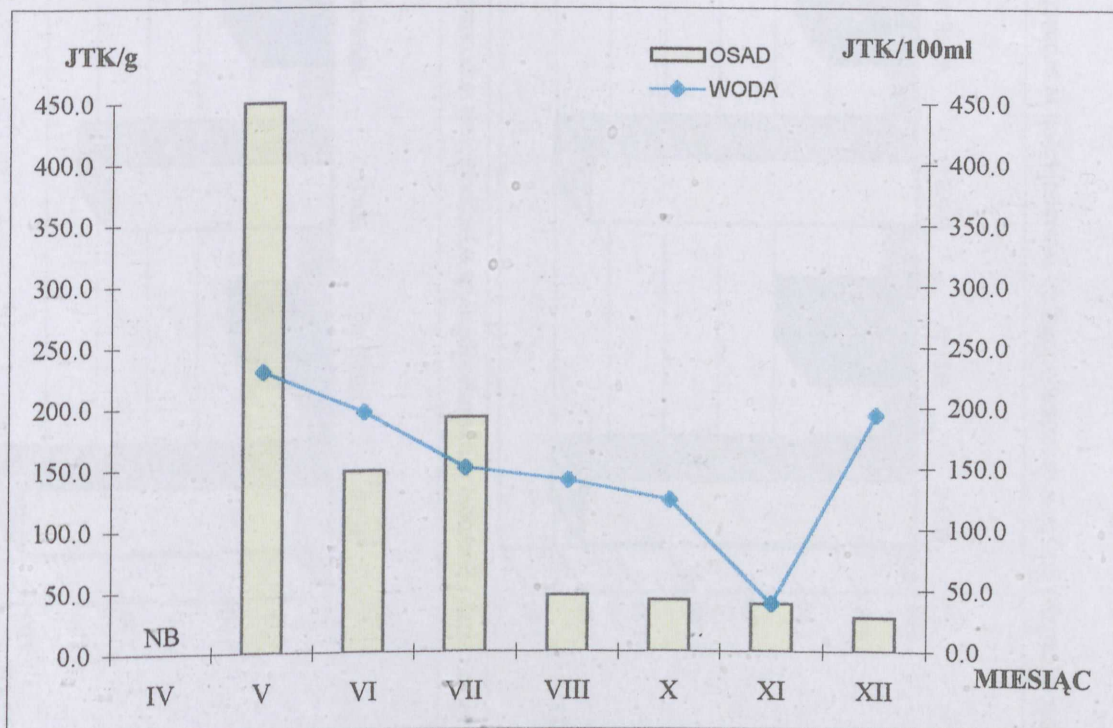
Rys.32. Liczba drożdży i grzybów drożdżopodobnych uzyskanych z prób wody i osadów dennych pobranych ze stacji WW-E w 1997 roku.

NB- prób nie pobierano

* różnice potwierdzone statystycznie



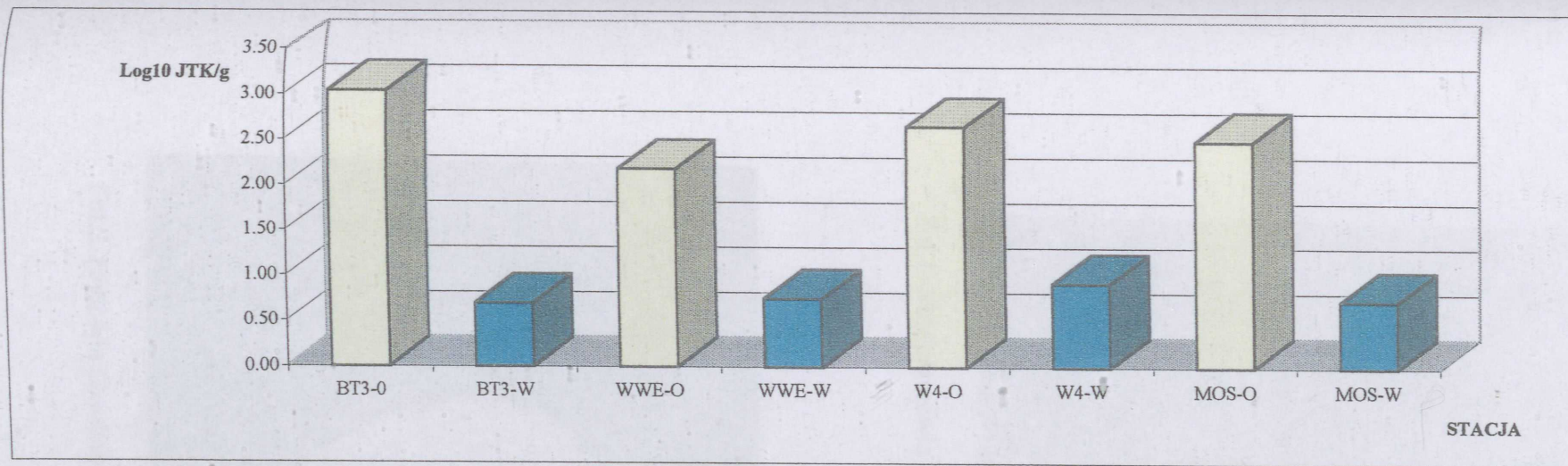
Rys.33. Liczba drożdży i grzybów drożdżopodobnych uzyskanych z prób wody i osadów dennych pobranych ze stacji W-4 w 1997 roku.



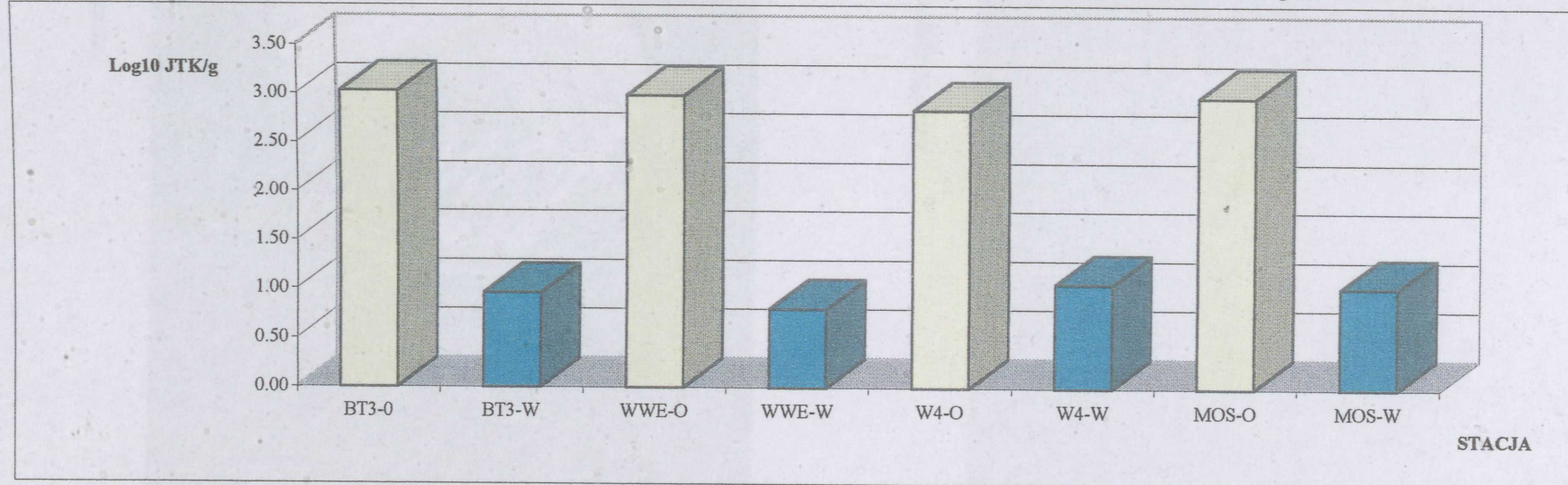
Rys.34. Liczba drożdży i grzybów drożdżopodobnych uzyskanych z prób wody i osadów dennych pobranych ze stacji MO-S w 1997 roku.

NB- prób nie pobierano

* różnice potwierdzone statystycznie



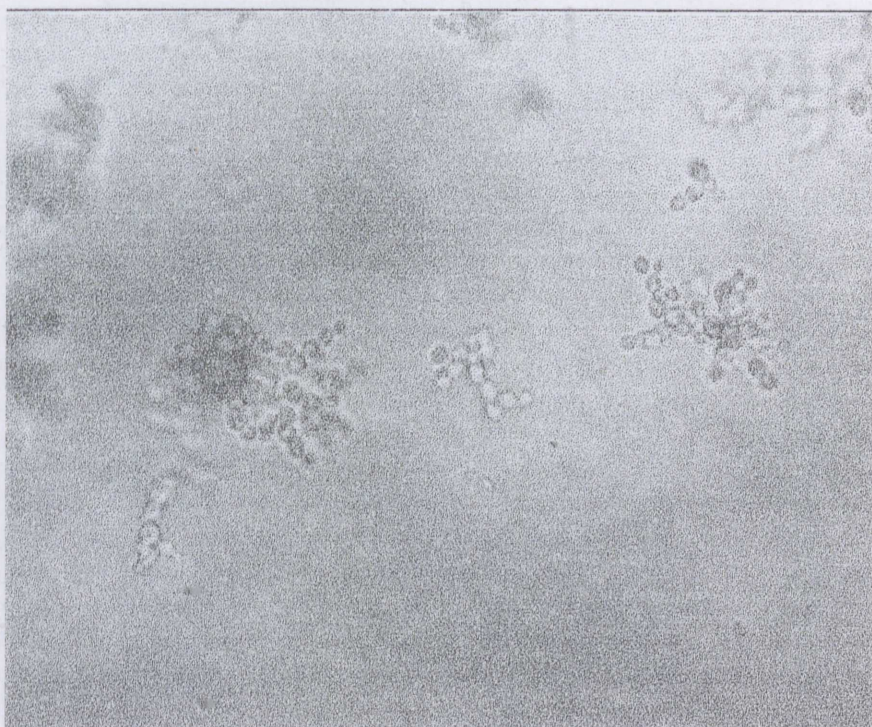
Rys. 35. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach wody i osadów dennych Zalewu Szczecińskiego w 1996 roku



Rys. 36. Liczebność drożdży i grzybów drożdżopodobnych występujących w próbach wody i osadów dennych Zalewu Szczecińskiego w 1997 roku

O- osad

W-woda



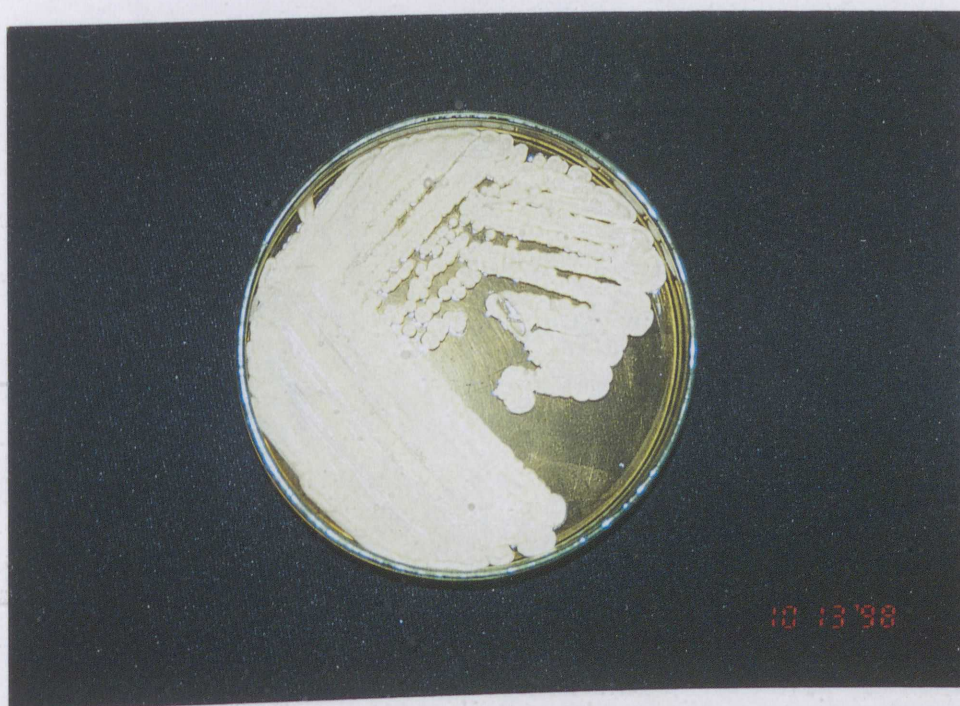
Fot.1. Mikrohodowla *Candida famata*



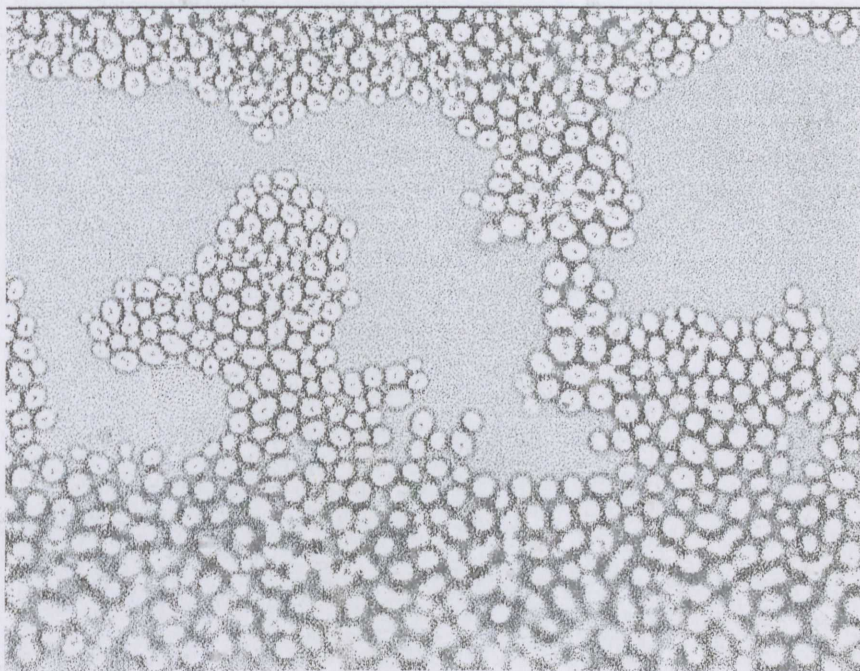
Fot.2. Hodowla *Candida famata*



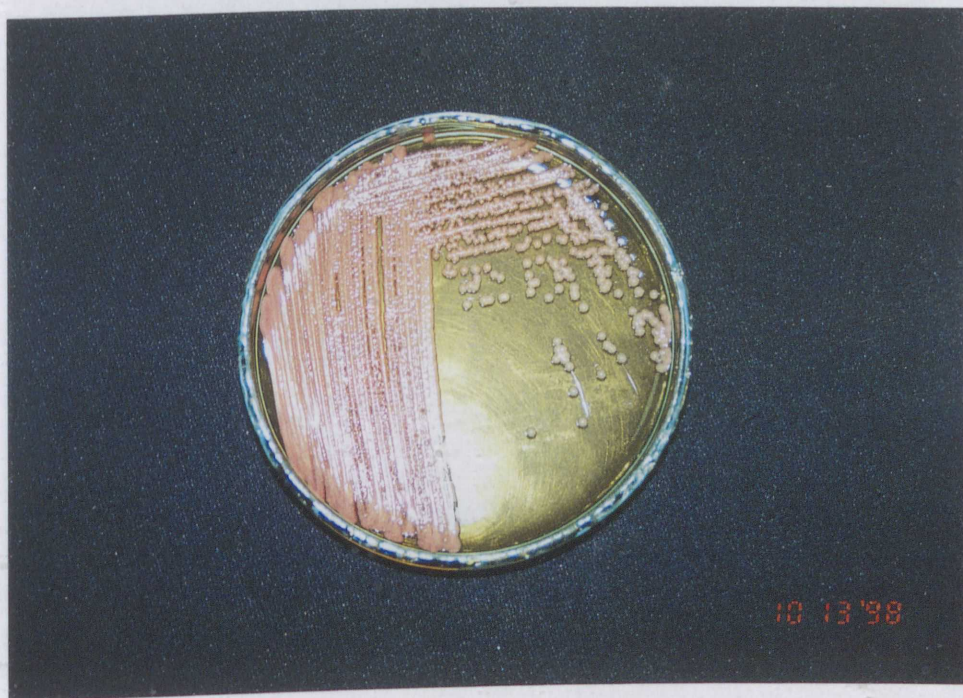
Fot.3. Mikrohodowla *Candida lipolitica*



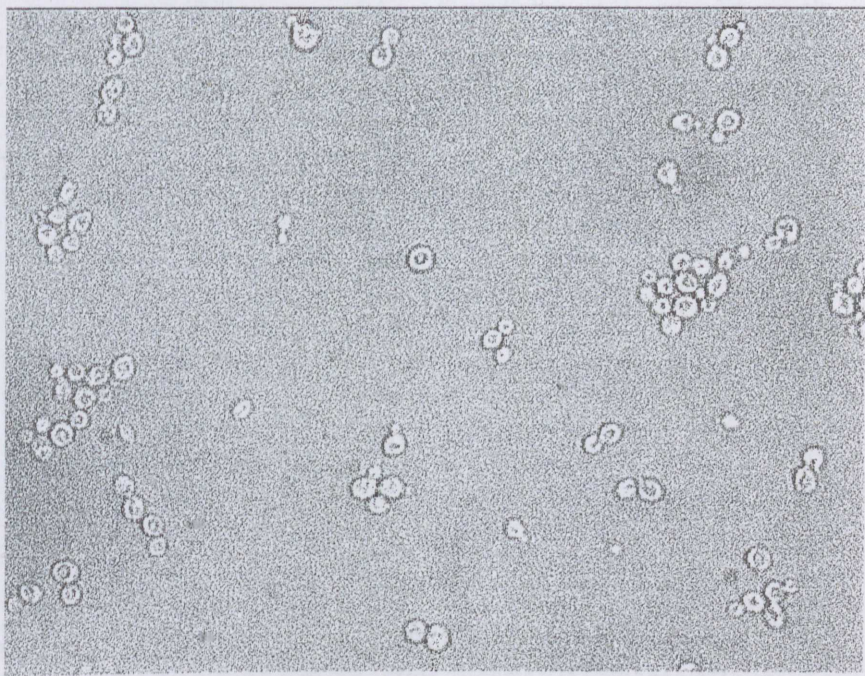
Fot.4. Hodowla *Candida lipolitica*



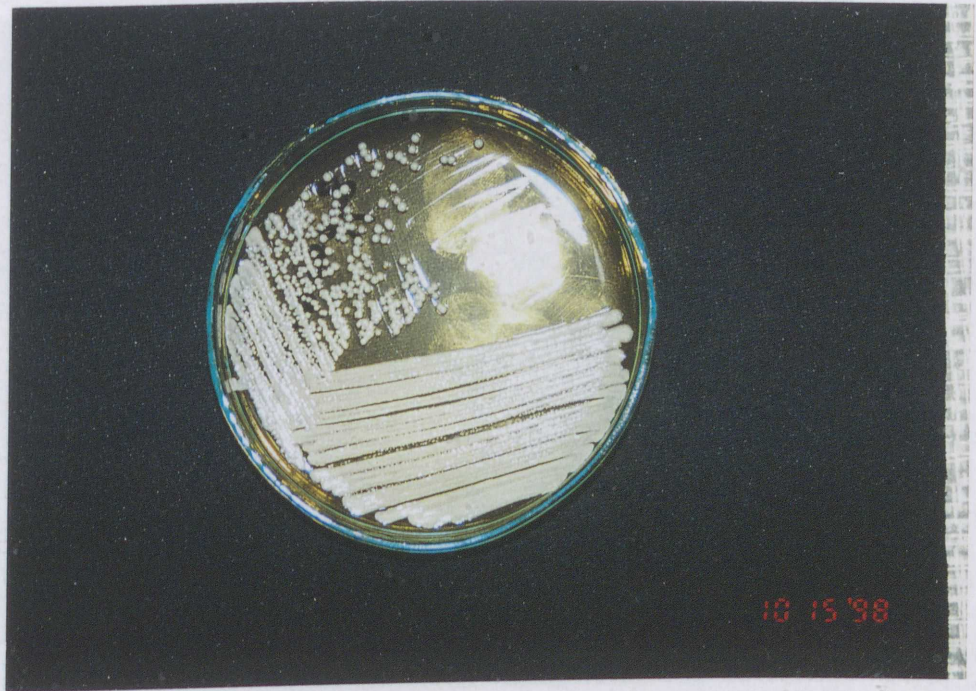
Fot.5. Mikrohodowla *Rhodotorula glutinis*



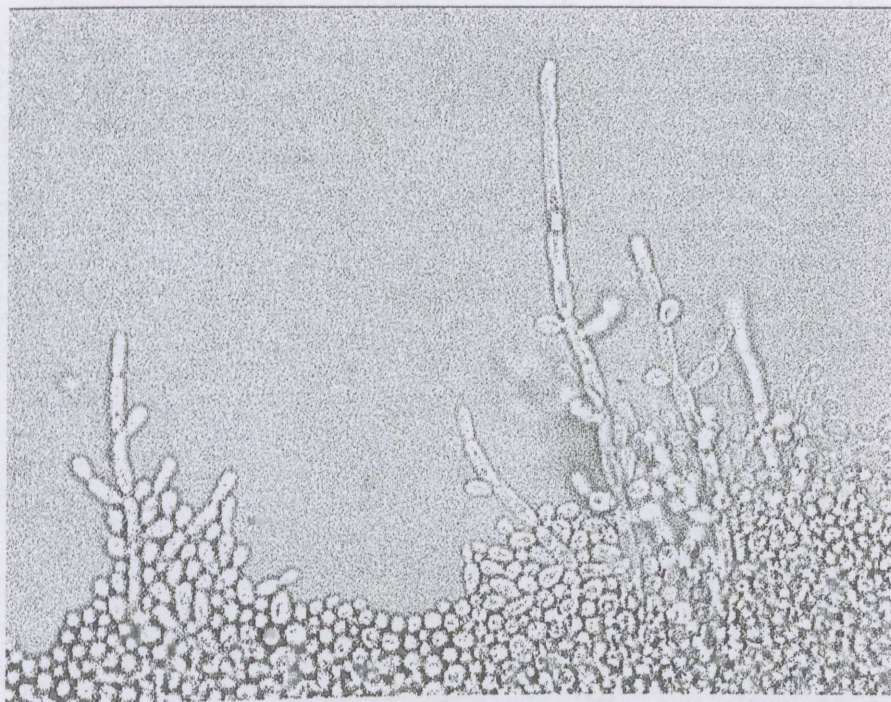
Fot.6. Hodowla *Rhodotorula glutinis*



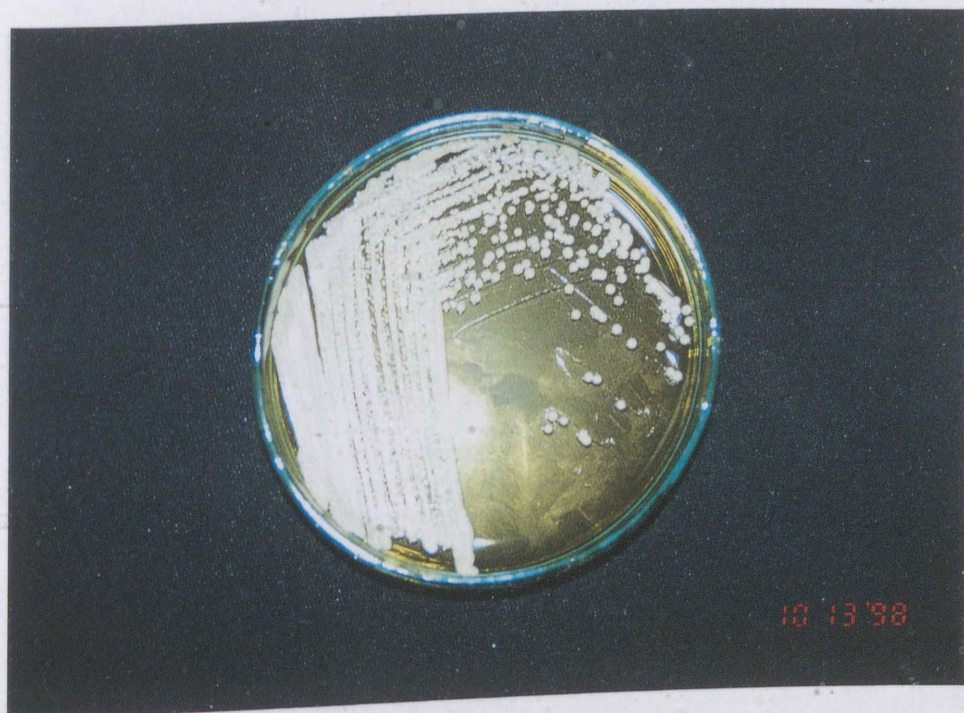
Fot.7. Mikrohodowla *Saccharomyces cerevisiae*



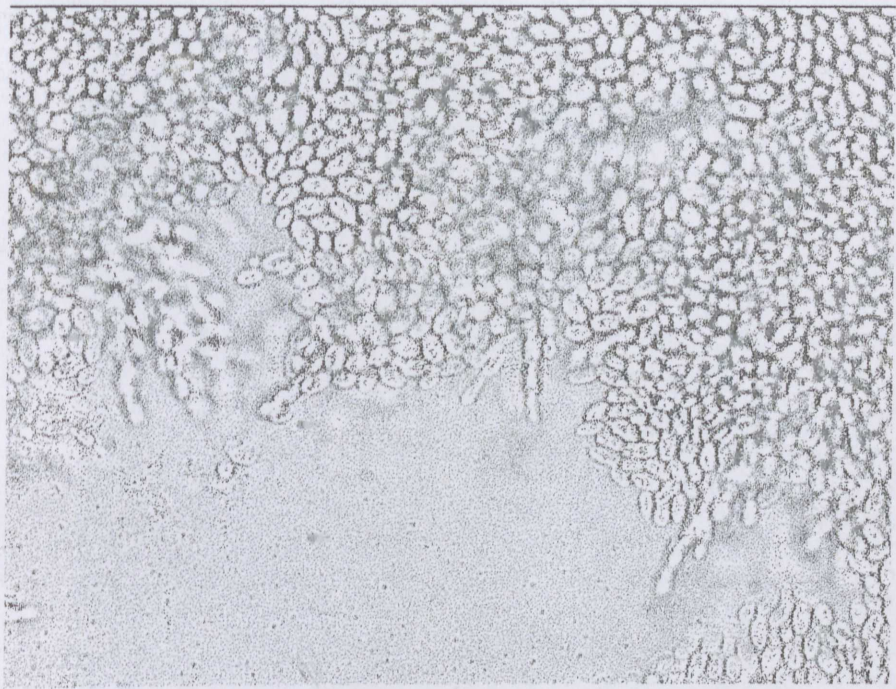
Fot.8. Hodowla *Saccharomyces cerevisiae*



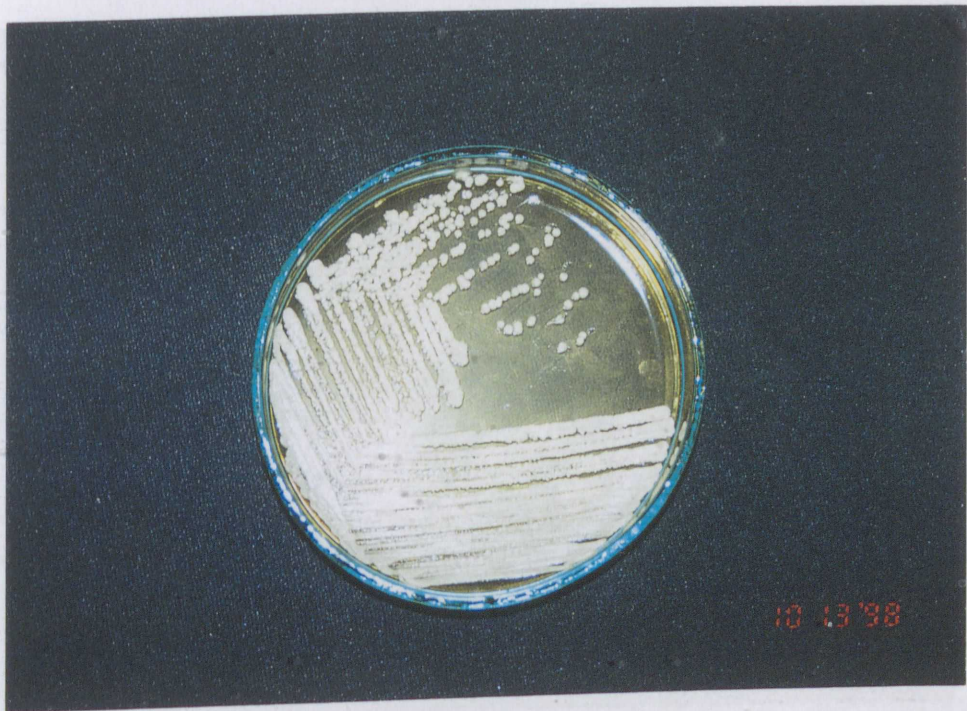
Fot.9. Mikrohodowla *Saccharomyces kluyverii*



Fot.10. Hodowla *Saccharomyces kluyverii*



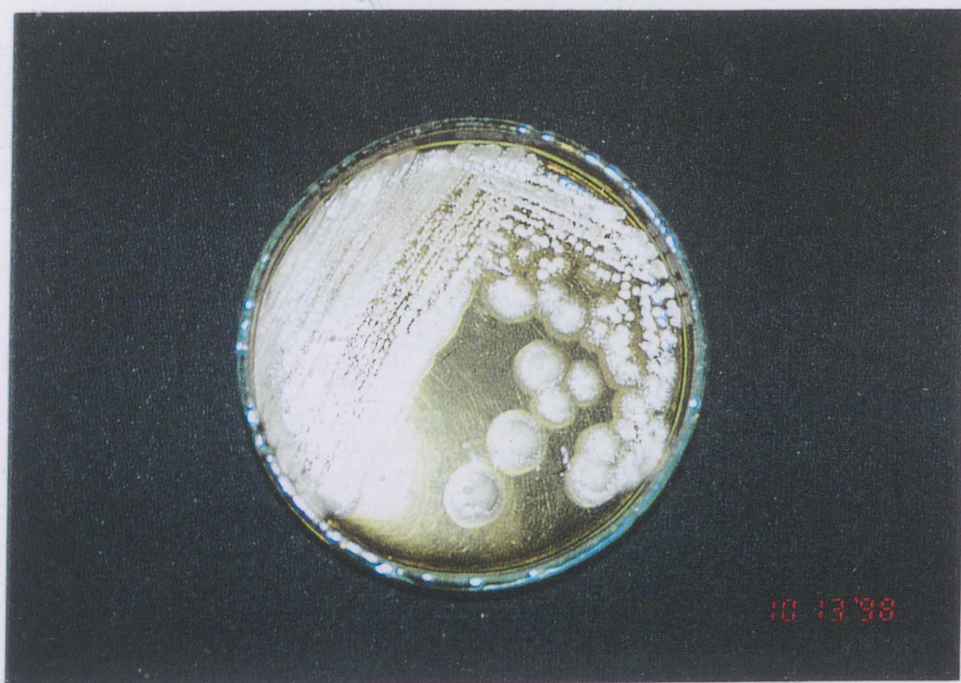
Fot.11. Mikrohodowla *Pichia carsonii*



Fot.12. Hodowla *Pichia carsonii*



Fot.13. Mikrohodowla *Aureobasidium pullulans*



Fot.14. Hodowla *Aureobasidium pullulans*

