

ANKARA ÜNİVERSİTESİ
FEN BİLİMLERİ ENSTİTÜSÜ

YÜKSEK LİSANS TEZİ

METABARKODLAMANIN TÜR SEVİYESİNDE DİATOM BİYOİZLEMeye
in vitro VE *in silico* ENTEGRASYONU

Berkay GÜLEN

SU ÜRÜNLERİ ANABİLİM DALI

ANKARA
2022

Her hakkı saklıdır

ÖZET

Yüksek Lisans Tezi

METABARKODLAMANNIN TÜR SEVİYESİNDE DIATOM BİYOİZLEMEYE *in vitro* VE *in silico* ENTEGRASYONU

Berkay GÜLEN

Ankara Üniversitesi
Fen Bilimleri Enstitüsü
Su Ürünleri Anabilim Dalı

Danışman: Doç. Dr. Emre KESKİN

Dünya üzerinde her ekosistemde yaygın bir şekilde bulunan diatomlar, habitatların en önemli indikatör türleri arasındadır. Biyolojik besin piramidi içinde üreticiler kısmında yer alan diatomlar bu bağlamda ekosistem içerisindeki çeşitliliklerinde, sayısında ve dağılımında gerçekleşecek farklılıklar ile ekosistemdeki diğer bütün canlıları direkt veya dolaylı olarak etkileyeceklerinden dolayı, oldukça önemli bir fitoplanktonik gruptur. Diatomlarda tür düzeyinde belirleme yapmak ciddi uzmanlık gerektiren bir alan olduğundan dolayı, konvansiyonel yöntemlere göre metabarkodlama yöntemi ile ortamda bulunan türlerin biyoçeşitliliğini daha kısa sürede, daha az maliyetle ve daha az iş gücüyle belirlemek mümkündür. Ekosistemdeki diatom biyoçeşitliliğinin ve bolluğunun belirlenmesi amacıyla metabarkodlama yöntemi ve devamında Yeni Nesil Dizileme (NGS) teknolojisinin kullanımı ile maksimum tür sayısının elde edilmesi sağlanmıştır. Kloroplasta sahip organizmalarda barkod bölgesi olarak en yoğun kullanılan bölge, ribuloz-1,5-bifosfat karboksilaz-oksijenaz (rbcL) bölgesidir. Bu tez çalışmasında, diatomlar için spesifik tasarlanmış rbcL primeri ve metabarkodlama yönteminin kullanımı ile hem diğer bitki gruplarından hem de kendi içerisindeki fitoplanktonik gruplar arasında ayırma gidilerek tür düzeyinde tespit edilmesi sağlanmıştır. Birbirinden farklı üç istasyonda gerçekleştirilen çalışmada OTU listeleri oluşturulmuştur, birinci istasyonda 106 cins ve 259 tür, ikinci istasyonda 105 cins 239 tür, üçüncü istasyonda ise 67 cins 139 tür ile eşleşme sağlanmıştır. Bütün bir süreç, araziden, laboratuvara ve son olarak bilgisayarda verilerin işlenmesine kadar bir sonraki çalışmalara da yardımcı olması açısından bir iş akışı oluşturulmuştur.

Haziran 2022, 146 sayfa

Anahtar Kelimeler: DNA metabarkodlama, diatom, biyoizleme, yeni nesil dizileme

ABSTRACT

Master Thesis

in vitro AND *in silico* INTEGRATION OF METABARCODING INTO SPECIES-LEVEL DIATOM BIOMONITORING

Berkay GÜLEN

Ankara University
Graduate School of Natural and Applied Sciences
Department of Fisheries and Aquaculture

Supervisor: Assoc. Prof. Dr. Emre KESKİN

Diatoms, which are widespread all over the world, are among the most important indicator species of habitats. Diatoms, which are located as the primary producers of the biological food pyramid, are among the most important phytoplanktonic groups due to the differences in the diversity, number and distribution of diatoms in the ecosystem and their direct or indirect effects on all other living things in the ecosystem. Since identification of diatoms at the species level is an area that requires serious expertise, it is possible to determine the biodiversity of the species in the environment in a shorter time, with less cost and with less labor, with the integration of metabarcoding method as a supporting tool to conventional methods. In order to determine the diatom biodiversity and abundance in the ecosystem, the maximum number of species was obtained by using the metabarcoding method and then the New Generation Sequencing (NGS) technology. The most commonly used region as a barcode region in organisms with chloroplasts is the ribulose-1,5-biphosphate carboxylase-oxygenase (rbcL) region. In this thesis, by using the rbcL primer designed specifically for diatoms and the metabarcoding method, it was determined at the species level by distinguishing both from other plant groups and phytoplanktonic groups within itself. OTU lists were created in the study carried out at three different stations, 106 genera and 259 species were matched at the first station, 105 genera and 239 species were matched at the second station, and 67 genera and 139 species were matched at the third station. A workflow has been created in order to assist the next work, from the whole process, from the field to the laboratory and finally the processing of the data on the computer.

June 2022, 146 pages

Key Words: DNA metabarcoding, diatom, biomonitoring, next generation sequencing

TEŞEKKÜR

Danışmanım Doç. Dr. Emre Keskin'in vermiş olduğu maddi ve manevi bütün desteklerden dolayı, sayın jüri hocalarımla tezde olan katkılarından dolayı, Evrimsel Genetik Laboratuvarı (eGL) ekibinde bulunan bütün arkadaşlarıma, tez sürecinde bana vermiş oldukları yardım ve desteklerden dolayı çok teşekkür ederim.

Berkay GÜLEN
Ankara, Haziran 2022



İÇİNDEKİLER

TEZ ONAY SAYFASI

ETİK.....	Hata! Yer işareti tanımlanmamış.
ÖZET.....	ii
ABSTRACT	iii
TEŞEKKÜR.....	iv
SİMGELER DİZİNİ	vii
ŞEKİLLER DİZİNİ	xi
ÇİZELGELER DİZİNİ	xiii
1. GİRİŞ.....	1
2. KURAMSAL TEMELLER VE KAYNAK ÖZETLERİ	3
2.1 Diatom.....	3
2.1.1 Diatomların hücre yapıları	4
2.1.2 Diatomların fosil kayıtları ve evrimsel gelişimi	4
2.2 Barkodlama, Metabarkodlama ve rbcL Gen Bölgesi.....	6
2.3 Dizileme Platformları ve Yeni Nesil Dizileme	9
2.4 Biyoizleme.....	10
2.5 Metabarkodlama ve Diatom.....	12
3. MATERYAL VE YÖNTEM	14
3.1 İş akış	15
3.2 Arazi örnekleme.....	15
3.3 Moleküler analizler.....	21
3.3.1 DNA izolasyonu.....	21
3.3.2 PCR	25
3.3.3 İndeksli PCR	26
3.3.4 Kütüphane hazırlığı ve NGS.....	26

3.3.5 Biyoinformatik analizler	27
4. ARAŞTIRMA BULGULARI	28
4.1 DNA İzolasyonu Bulguları.....	28
4.2 Spektrometre Bulguları	29
4.3 PCR Bulguları.....	29
4.4 Kütüphane Hazırlığı Bulguları.....	37
4.5 Biyoinformatik Bulgular.....	38
5. TARTIŞMA VE SONUÇ	68
5.1 Birinci İstasyonun Tür Seviyesinde Biyoçeşitliliği	69
5.2 İkinci İstasyonun Tür Seviyesinde Biyoçeşitliliği	71
5.3 Üçüncü İstasyonun Tür Seviyesinde Biyoçeşitliliği	73
KAYNAKLAR.....	77
EKLER.....	84
ÖZGEÇMİŞ.....	Hata! Yer işareti tanımlanmamış.

SİMGELER DİZİNİ

°C	Santigrat
µL	Mikrolitre
rpm	Dakikada Devir
g	Gram
ml	Mililitre
nm	Nanometre
sn	Saniye
dk	Dakika
gr	Gram
mg	Miligram
Mg	Magnezyum
CL	Klorür
*g	İvme birimi

Kısaltmalar

A	Adenin
C	Sitozin
ddNTP	Dideoksiribonükleozid Trifosfat
DNA	Deoksiribo Nükleik Asit
eDNA	Çevresel DNA
EtBr	Etidyum Bromür
F	İleri Yön
G	Guanin

NCBI	National Center for Biotechnology Information
NGS	Yeni Nesil Dizileme
PCR	Polimeraz Zincir Reaksiyonu
R	Geri Yön
TAE	Tris Asetat
T	Timin
UV	Ultraviyole
Myö	Milyon Yıl Önce
COI	Sitokrom Oksidaz 1
rbcL	Ribuloz 1,5 – Bifosfat Kaboksilaz
matK	Maturaz K
ITS	Internal Transcribed Spacer
RNA	Ribo Nükleik Asit
WFD	Su Çerçeve Direktifi
BQE	Biyolojik Kalite Ögeleri
HTS	Yüksek Verimli Dizileme
OTU	Operasyonel Taksonomik Birimler
rRNA	Ribozomal RNA

ŞEKİLLER DİZİNİ

Şekil 2.1 Fosil diatom kayıtları (wetmore, 2012).....	5
Şekil 2.2 Diatomlarda endosimbiyotik teori şeması (benoiston vd., 2017).	6
Şekil 2.3 DNA barkodlama ve metabarkodlama.....	8
Şekil 2.4 Yeni nesil dizileme prensipleri (dahui, 2019).....	10
Şekil 2.5 Diatom morfolojisi ve moleküler olarak karşılaştırılması (valentin vd., 2019).	12
Şekil 2.6 Diatom rbcL ve 18s barkod bölgelerinin karşılaştırılması (apothéloz - perret - gentil vd., 2021).	13
Şekil 3.1 Genel iş akış şeması (pissaridou vd., 2021).....	15
Şekil 3.2 Arazi istasyonları (<i>leaflet for r - using basemaps, t.y.</i>).....	16
Şekil 3.3 Birinci istasyon örnekleme çalışması.....	18
Şekil 3.4 İkinci istasyon örnekleme noktası ve örnek alımı.....	19
Şekil 3.5 Üçüncü istasyon örnekleme noktası.....	20
Şekil 4.1 Diatom dna jeli sonucu	28
Şekil 4.2 Amplitaq gold enzimi ve 6 farklı primerle kurulan PCR'a ait birinci jel görüntüsü.....	31
Şekil 4.3 Amplitaq gold enzimi ve 6 farklı primerlerle kurulan pcr'a ait ikinci jel görüntüsü.....	32
Şekil 4.4 Promega enzimi ve 5 farklı primerlerle kurulan pcr'a ait jel görüntüsü.....	33
Şekil 4.5 Promega enzimi ve 6 farklı primerlerle kurulan PCR'a ait jel görüntüsü	34
Şekil 4.6 Promega enzimi ve rbcL_646F/rbcL_998R primeri ile kurulan PCR'a ait jel görüntüsü.....	35
Şekil 4.7 Promega enzimi ve 708F/R3 primeri ile kurulan PCR'a ait jel görüntüsü	36
Şekil 4.8 AmpliTaq gold enzimi ve 708F/R3 primeri ile kurulan PCR'a ait jel görüntüsü	37

Şekil 5.1 Birinci istasyona ait tür seviyesinde biyoçeşitlilik gösterimi.....	70
Şekil 5.2 İkinci istasyona ait tür seviyesinde biyoçeşitlilik gösterimi	72
Şekil 5.3 Üçüncü istasyona ait tür seviyesinde biyoçeşitlilik gösterimi	73



ÇİZELGELER DİZİNİ

Çizelge 3.1 Arazide toplanan örneklerin bilgi tablosu.....	17
Çizelge 3.2 Jel hazırlama protokolü.....	23
Çizelge 3.3 Primer bilgi tablosu.....	25
Çizelge 3.4 İndeksli primerler.....	26
Çizelge 4.1 Spektrometre ölçüm sonuçları	29
Çizelge 4.2 Amplitaq gold 10 µl pcr enzim protokolü.....	30
Çizelge 4.3 Promega 10 µl pcr enzim profili	30
Çizelge 4.4 Amplitaq gold pcr döngü profili	30
Çizelge 4.5 Promega pcr döngü profili	31
Çizelge 4.6 Üç farklı istasyona ait qubit ölçüm sonuçları.....	38
Çizelge 4.7 Birinci istasyonda tespit edilen cinslerin OTU listeleri ve okuma sayıları..	39
Çizelge 4.8 Birinci istasyona ait OTU listelerinin tür eşleşmeleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (kociolek vd., 2022) (guiry vd., 2014)	41
Çizelge 4.9 İkinci istasyonda tespit edilen cinslerin otu listeleri ve okuma sayıları.....	49
Çizelge 4.10 İkinci istasyona ait OTU listelerinin tür isimleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (kociolek vd., 2022) (guiry vd., 2014)	52
Çizelge 4.11 Üçüncü istasyonda tespit edilen cinslerin otu listeleri ve okuma sayıları..	59
Çizelge 4.12 Üçüncü istasyona ait OTU listelerinin tür isimleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranı (%) (kociolek vd., 2022) (guiry vd., 2014).....	61

1. GİRİŞ

Diatomlar (Sınıf: Bacillariophyceae), ökaryotik su yosunlarından oluşan temel gruptur. Silisli sert kabukları ve dikkat çekici şekilleri ile morfolojik olarak ayırt edilen tek hücreli veya kolonial organizmalardır. Tarih öncesi çağlarda ortaya çıkan diatomlar, okyanuslardan nehirlerle kadar yer yüzündeki bütün sulak alanlarda yayılım göstermektedirler. Sadece okyanuslarda bulunan diatomlar, dünyanın tüm yağmur ormanlarından daha fazla oksijen üretmektedirler. Yer yüzünde bir yıl içerisinde üretilen toplam oksijenin %20-25’lik kısmı diatomlar tarafından üretilmektedir (Kostrova vd., 2013). Ekosistemlerin temel kilit organizma gruplarını oluşturduklarından dolayı, diatomlar üzerinden yapılan ekolojik çalışmalar ile habitat hakkında çok yönlü bir çıkarım yapmak mümkün olmaktadır (Stoof-Leichsenring vd., 2011). Bacillariophyceae çok geniş bir grup olmasından dolayı sistematik olarak on binlerce türü içinde barındırmaktadır. Morfolojik ve genetik çalışmalar ile her geçen gün literatüre yeni tür kayıtları kazandırılmaktadır. Diatomların morfolojik olarak tür seviyesinde tespit edilmesi, uzun yıllar uzmanlık isteyen bir alan olması, cins seviyesinden tür seviyesine inmekte olan zorluklar ve çalışılan örnek sayısının az olmasından dolayı zorluklar yaşanmaktadır. Diatomların tür seviyesinde tespit edilmesi, genetik yöntemler kullanılarak yapılan çalışmalar ile hız kazanmaktadır. Organizmalarda barkod bölgesi olarak adlandırılan ve evrimsel süreçlerde en az değişim gösteren bu bölgeler, filogenetik ayırmada önemli rol oynamaktadır (Groussman vd., 2015). Bu barkod bölgelerine özel olarak üretilen primerler sayesinde birbirinden farklı cins ve türleri tespit edilebilmektedir. Yeni nesil dizileme teknolojileri sayesinde metabarkodlama analizleri ile milyonlarca türü eş zamanlı olarak tanımlamak mümkün hale gelmektedir (Ruppert vd., 2019). Özellikle biyoçeşitlilik çalışmalarında yüksek doğruluk, milyonlarca dizi okunması ve düşük maliyet avantajı ile kullanımı hızla artan bir yöntem haline gelmiştir (Malviya, 2015). Bu çalışmada, yeni nesil dizileme teknolojisi kullanılarak, bu teknolojinin avantajlarından ve dezavantajlarından bahsedilecektir. Tez kapsamında, pilot bölge seçilen İğneada Longoz Ormanı’nda arazi çalışması yapılmıştır ve üç örneklem grubu oluşturulmuştur. Diatom türlerinin tespit edilmesine yönelik en uygun primerler seçilmiş ve yeni nesil dizileme teknolojisi kullanılarak moleküler tür

tanımlaması yapılmıştır. Dizileme çıktıların elde edilmesiyle birlikte, ham verilerden en son çıktıya kadar tam optimize bir biyoinformatik iş akışı oluşturulmuştur.



2. KURAMSAL TEMELLER VE KAYNAK ÖZETLERİ

2.1 Diatom

Diatom kelimesinin etimolojisi Yunancaya dayanmaktadır ve “yarıya bölünmüş” anlamına gelmektedir. Çoğunlukla fototrof organizmalardır ancak bazı türleri zorunlu heterotrof haline dönüşmüştür (Bidgood vd., 1999). Yer yüzünde, tüm su habitatlarına yayılmış yaklaşık olarak 200000 mevcut diatom türü olduğu düşünülmekle birlikte tür sayıları günümüzde hala tam olarak bilinmemektedir (Mann & Droop, 1996). Ayrıca diatomlar doğaya ciddi oranda oksijen katkıları ile birer nano fabrikasyon olarak tanımlanmaktadır. Diatomlar ile ilgili bilimsel çalışmaların, 300 yıldan daha eski tarihlerde başladığı bilinmektedir (Hemphill-Haley, 1996). On sekizinci yüzyılın ikinci yarısında, birçok diatom gözlemlenmiş ve sınıflandırılmıştır. Daha sonra hızla ilerleyen teknolojik gelişmeler ile diatomların silisli yapılarının ilk ayrıntılı incelenmeleri yapılmıştır (Hildebrand vd., 2018). 1844 yılında Kutzing, tüm diatomları alg olarak sınıflandırmıştır. Hücre bölünmesi çalışmalarının yapıldığı bu yıllarda, diatomlar da sıklıkla hücre bölünmesinin anlaşılmasında kullanılan organizmalardan biridir, 1896 yılında Lauterborn’un yaptığı diatom mitoz çizimleri büyük bir ilgi ile yayınlanmıştır (Pickett-Heaps vd., 1984). 1980’lerin sonuna doğru elektron mikroskopunun icadı ile diatom araştırmaları ciddi anlamda hız kazanmaya başlamıştır. 20. yüzyıldan bugüne kadar, araştırmacılar, diatom türlerinin oluşumunu ve çevresel faktörler açısından etkilerini incelemeye devam etmektedir (de Wolf, 1993). Bilimsel araştırmaların bu organizmalar üzerine bu kadar yoğunlaşmasının temel sebeplerinden biri, diatomların ekolojik önemidir (Serôdio & Lavaud, 2020). Ekolojik değerlendirmelerin yapılmasına olanak sağlayan organizmalara ise indikatör türler denilmektedir. Hemen hemen bütün habitatlarda bulunan diatomlar, indikatör tür olarak da sınıflandırılacaklarından dolayı bu canlıların sayesinde ekolojik değerlendirme yapabilmek mümkündür. Kloroplasta sahip ve büyük bir çoğunluğu fototrof olan bu canlılar besin piramidinin temellerini oluşturmalarından dolayı habitat içerisinde bulunan diğer bütün organizmaları etkilemektedir (Wasmund vd., 2017). Bir habitat içerisinde diatomların tür sayısında ve tür çeşitliliğinde gerçekleşecek küçük değişimler bile büyük ekolojik sorunlar doğurabilme kapasitesine sahiptir (Saros & Anderson, 2015). Çeşitli çevre çalışmalarında

diatomlar sıklıkla tatlı su, acı su, deniz suyu ve antarktik bölgelerde bulunan sucul sistemlerin incelenmesi ve değerlendirilmesinde temel organizmalar olarak baz alınıp çalışılmaktadır. Bunun yanı sıra milyonlarca yıl boyunca bozulmadan kalmalarını sağlayan silisli yapıları sayesinde, biyojeokimyasal belirteçler olarak kullanılmakta ve arkeolojik araştırmaları da mümkün kılmaktadır (Benoiston vd., 2017).

2.1.1 Diatomların hücre yapıları

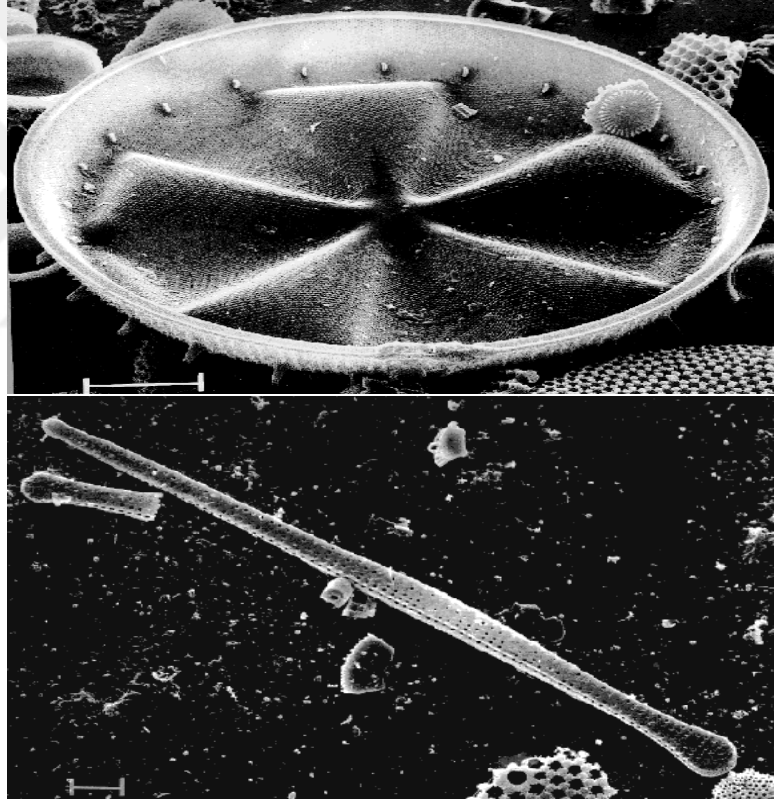
Diatomlar tek hücreli ökaryotik canlılardır. Tarihi sürece bakıldığında başlarda diatomlar hayvansal organizma olarak tanımlansa da hücre yapılarında bulunan kloroplasttan dolayı alg grupları içerisinde sayılmaya başlanmıştır (*What are Diatoms? - Diatoms of North America*, t.y.). Günümüzde ise ökaryotik su yosunlarının alt gruplarını oluşturduklarını bilmekteyiz. Bir diatomun protoplastı, alg gruplarının sahip oldukları organellere son derece benzerlik göstermektedir. Hücre yapıları içerisinde çekirdek, mitokondri, kloroplast, golgi aygıtı, endoplazmik retikulum ve büyükçe bir merkezi vakuol bulundurmaktadır. Çekirdekleri genellikle hücrenin merkezinde konumlanmış şekilde bulunmaktadır. Hücre bölünmesi başlamadan önce ise çekirdek hücre içinde farklı konumlara göç etmektedir. Çoğu diatomun sahip olduğu ve altına çalan sarı yeşil tonuna yakın renkleri ise kloroplastlarında bulunan, klorofil a, klorofil c, β -karoten ve fukoksantine sahip olmaları ile açıklanmaktadır (Hoek vd., 1995). Kloroplastlarda fotosentez olayı ile elde edilen enerji, organizma içerisinde krisolaminarin ve lipitler şeklinde depolanmaktadır. Kloroplastların yapısı ve hücre içi dağılımları türler arasında farklılık göstermektedir. Bu çeşitlilik, diatom türlerinin morfolojik olarak mikroskop altında ayırt edilebilmesine olanak vermektedir (Zgłobicka vd., 2021).

2.1.2 Diatomların fosil kayıtları ve evrimsel gelişimi

Diatomlara ilişkin en eski fosil kayıtları, Mesozoyik zamanın (251,4-65,5 milyon yıl öncesine) alt kretase (145,5-65,5 milyon yıl öncesine) dönemine aittir. Diatom veya diatomaların akrabası olabilecek Prekambriyen (4,5 milyar – 542 milyon yıl öncesi) ve Trias (251-199,6 milyon yıl öncesine) fosillerinin raporları mevcut olmasıyla birlikte kretase döneminden daha yaşlı ve kesin fosil kayıtları kesin olarak saptanamamıştır. Kretase/Tersiyer yok oluş olaylarının etkisi, kalsiyum iskeletlere sahip olmaları

sayesinde, diatomların evrimi üzerinde etkisi nispeten daha az olmuştur. Ancak senozoik zamanda diatomlarda kitlesel bir yok oluşun varlığı bilinmektedir. Senozoik zamanda küresel sıcaklığın büyük ölçüde artması ile ekvator ve kutup bölgelerindeki diatom çeşitliliğinde azalma tespit edilmiştir. Günümüzde küresel ısınmanın hızla artması ile gelecek senaryolarında diatom çeşitliliğinin önemli bir kaybına neden olabileceği tahmin edilmektedir (Lazarus vd., 2014).

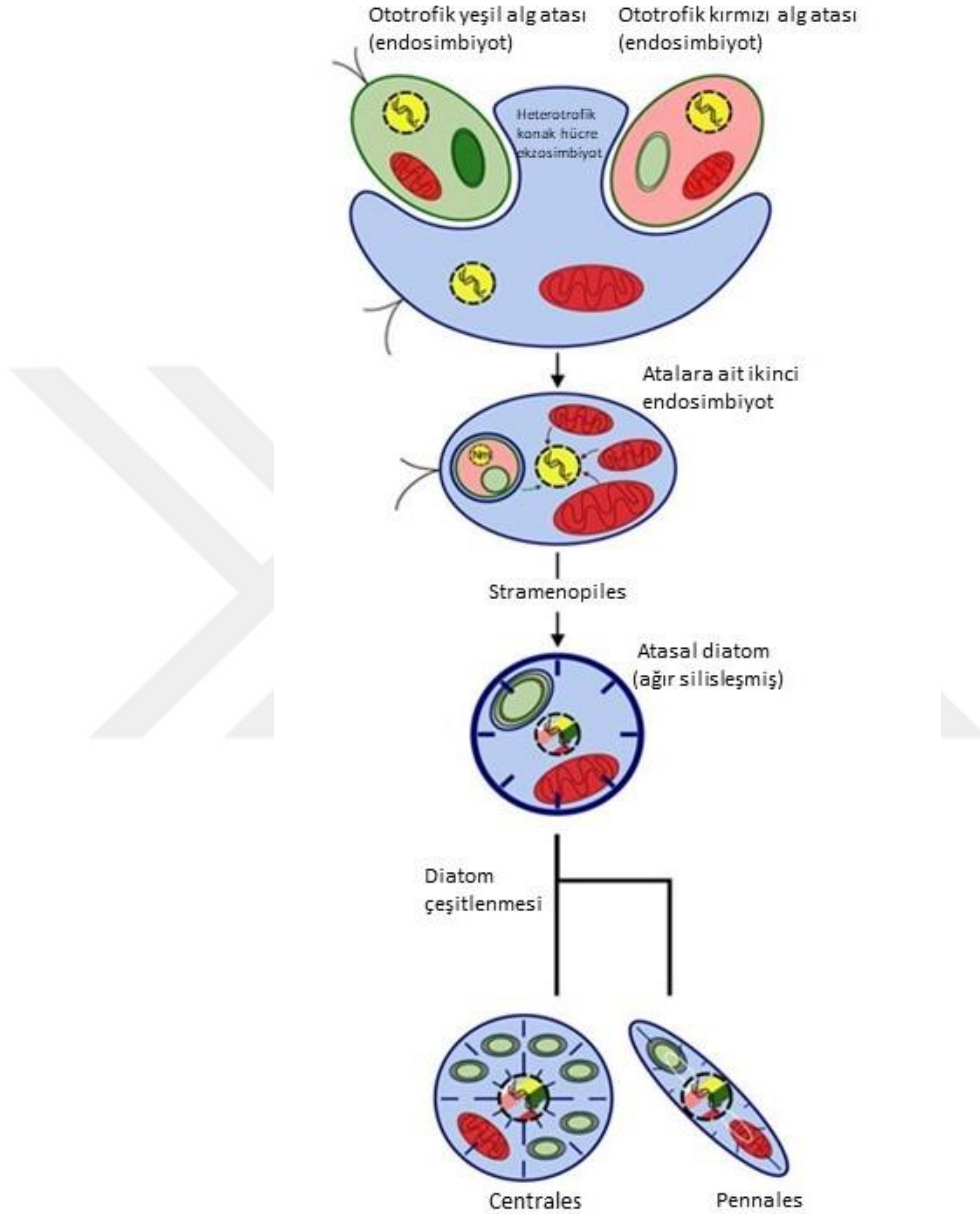
Antik diatomlara ait kayıtlar, göller ve okyanusların dibinde bulunmuştur. Diatomların silikaya sahip olmaları sebebi ile fosil kayıtlarını eski dönemlere kadar tespit edilmekle beraber, silikanın basınç altında yeniden kristalleşmesinden dolayı daha eski diatom fosillerinin yok olduğu tahmin edilmektedir (Ingebrigtsen vd., 2017).



Şekil 2.1 Fosil diatom kayıtları (Wetmore, 2012).

Diatomlarda taksonomik olarak üst basamaklara çıktığımızda şube kısmında protistleri içeren Heterokontlar ile karşılaşmaktayız. Heterokontlar şubesine evrimsel bir perspektif ile baktığımızda, endosimbiyotik hipoteze göre bitkilerdeki kloroplastlardaki gibi doğrudan prokaryotlardan değil de ikinci bir endosimbiyotik olay ile kırmızı alglerden

türemiş olduğu görülmektedir. Analiz edilen diatom genom dizilerinin kırmızı alg endosimbiozuna destek sağlamasıyla birlikte, bu durum diatomların diğer birçok alglere göre daha yeni bir kökene sahip olduklarını göstermektedir (Prihoda vd., 2012).



Şekil 2.2 Diatomlarda endosimbiyotik teori şeması (Benoiston vd., 2017).

2.2 Barkodlama, Metabarkodlama ve rbcL Gen Bölgesi

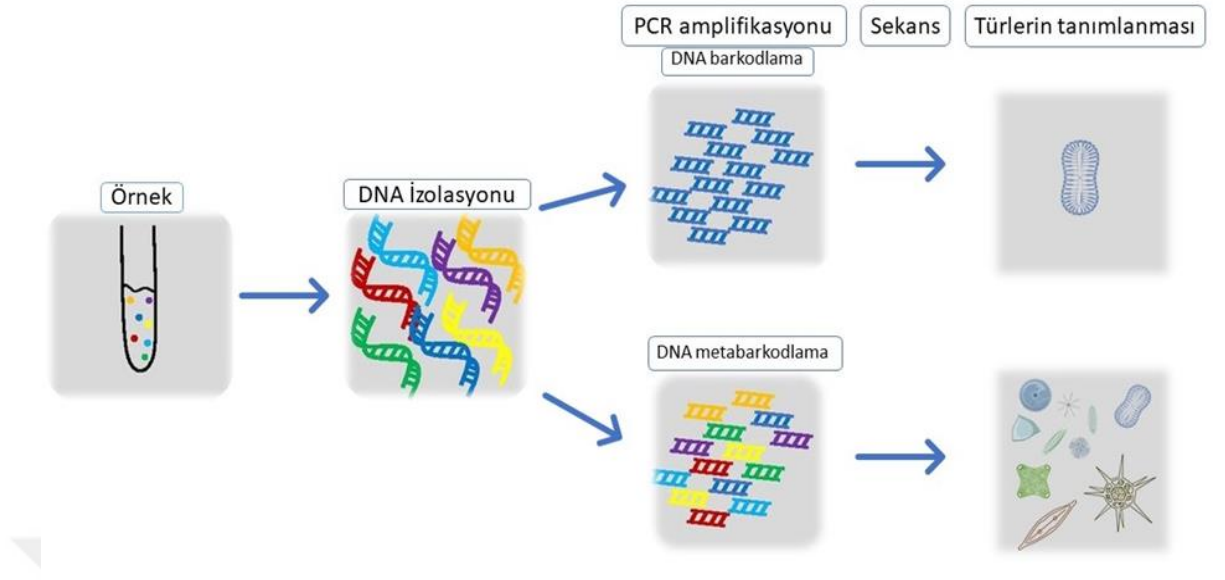
Evrimsel süreçlerde en az değişim göstermesiyle ve yüksek oranda korunmuş kısa gen bölgelerini içermesiyle, taksonlar arası ayırım yapılabildiği gibi, türler arası da ayırım yapabilmemize olanak sağlayan gen bölgeleri barkod bölgesi olarak tanımlanmaktadır

(DNA barcoding - International Barcode of Life, t.y.). Bu barkod bölgeleri genellikle organizmalar için hayati öneme sahip özelliklerin ve kısa sürelerde büyük değişimler geçirmesi olanaksız olan gen bölgelerini içermektedir. Örneğin hayvanlar için en sık kullanılan barkod bölgesi sitokrom oksidaz 1 (COI) gen bölgesidir. Bu gen bölgesi oksijenli solunum yapan hayvanlarda bulunmasıyla birlikte, türler arasında küçük değişikliklere sahip olması sebebi ile çalışmalarda en çok kullanılan barkod bölgelerinden biridir. Yaygın olarak diğer organizmalarda kullanılan barkod bölgeleri sırasıyla bitkiler için ribuloz 1,5 – bifosfat karboksilaz (rbcL) ve maturaz K (matK), mantarlar için internal transcribed spacer (ITS) ve mikroorganizmalar için 16S ribozomal RNA barkod bölgeleridir (de Waard vd., 2010).

RuBisCo ve rbcL kısaltmalarıyla bilinen Ribuloz 1,5- bifosfat karboksilaz, atmosferik karbondioksitin dönüştürüldüğü bir işlem olan karbon fiksasyonunun ilk büyük adımında yer alan bir enzimdir. Bitkiler ve diğer fotosentetik organizmalar tarafından son basamakta ürün olarak glikoz gibi enerji açısından zengin moleküllerin üretilmesi işleminde kesin olarak bulunması gereken bir enzimdir (Sharkey, 2019). Evrimsel süreçlerde yüksek oranda korunmuş olan rbcL gen bölgesi ayrıca barkod bölgesi olarak da fotosentetik organizmalarda en iyi cins ve tür düzeyinde ayırım sağlayan bölge olarak bilinmektedir (Vasselon, Domaizon, vd., 2017).

Örneğin, Bacillariophyceae çok geniş bir grup olmasından dolayı sistematik olarak on binlerce türü içinde barındırmaktadır. Morfolojik ve genetik çalışmalar ile her geçen gün literatüre yeni türler kazandırılmaktadır. Diatomlarda morfolojik olarak tür tespit etme yöntemi uzun yıllar uzmanlık isteyen bir alan olması, cins seviyesinden tür seviyesine inmekte olan zorluklar ve çalışılan örnek sayısının az olması nedenlerinden dolayı barkodlama çalışmaları hız kazanmaktadır.

Barkod gen bölgeleri için tasarlanan ve bu bölgeleri PCR yardımı ile çoğaltan primerler ile moleküler tanımlama sağlanmaktadır. Tek bir organizmanın barkod bölgesinden yapılacak olan bu işlemlerin genel ismi DNA barkodlama olarak bilinmektedir. Birden fazla organizmanın tek bir deney düzeneğinde aynı anda tanımlanmasına izin verecek şekilde barkodlanmasına ise metabarkodlama denmektedir.



Şekil 2.3 DNA barkodlama ve metabarkodlama

Barkodlama ve metabarkodlama en basit hali ile 6 farklı işlem basamağından oluşmaktadır:

- 1) Belirli bir araştırma sorusunu yanıtlamak için çalışacak olan canlı grubunda uygun DNA barkod bölgesinin seçilmesi.
- 2) Seçilmiş olan barkod bölgelerinin analizlerini gerçekleştirmek için ortaya çıkması muhtemel tüm DNA barkodlarından oluşan bir referans sisteminin oluşturulması ya da oluşturulmuş veri tabanlarının belirlenmesi (İyi bilinen ve yaygın olarak kullanılan barkod veri tabanlarına örnek olarak NCBI GenBank ve Barcode of Life Data Systems (BOLD) verilebilir).
- 3) İlgili barkod DNA'larını içeren hücrelere uygun DNA izolasyon tekniğinin belirlenmesi.
- 4) Elde edilen DNA'nın uygun barkod primerleri kullanılarak PCR ile çoğaltılması ve sonuçlarının değerlendirilmesi.
- 5) Elde edilen PCR ürünlerinin dizileme teknolojilerinin kullanılması ile nükleotid dizilerinin elde edilmesi. Eğer barkodlama çalışması yapılıyorsa Sanger dizilime

yöntemine gidilerek istenilen canlının cins veya tür düzeyinde tanımlanması sağlanmaktadır. Eğer metabarkodlama yöntemi ile birden fazla canlının barkod bölgesinden ayırım yapılmak isteniyorsa yüksek verimli yeni nesil dizilime teknolojilerinin kullanılması gerekmektedir.

6) İkinci basamakta belirlenmiş olan veri tabanları yardımı ve elde ettiğimiz dizilime sonuçlarının kullanılması ile biyoinformatik iş akışının oluşturulması. Bu iş akışında elde edilen nükleotid dizilerinden belirli parametrelerin filtrelenmesi ve hataların ayıklanması işlemleri sonucu nihai dizilerin elde edilmesi işlemi ile tamamlanmaktadır.

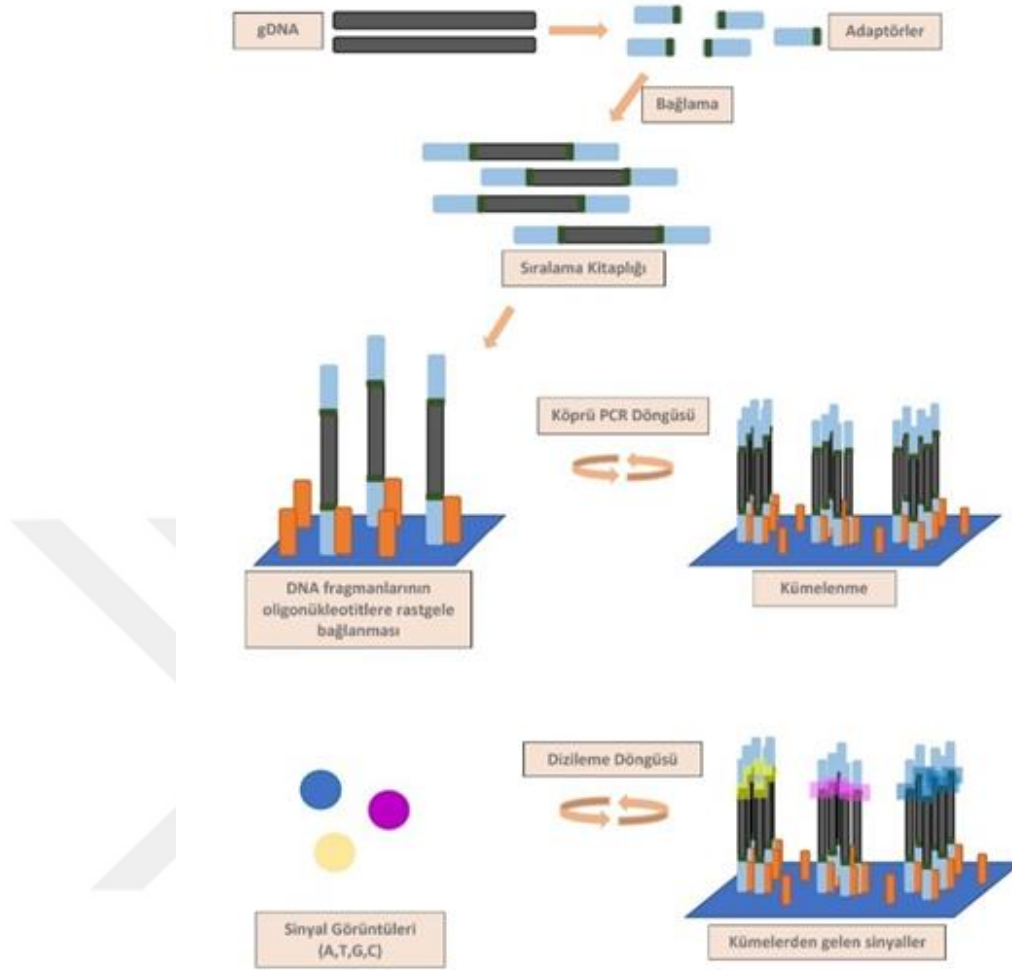
2.3 Dizileme Platformları ve Yeni Nesil Dizileme

Dizileme, bir DNA veya RNA molekülündeki nükleotidlerin sırasının belirlenmesi işlemidir. İlk olarak 1970'lerde Maxam – Gilbert tarafından ortaya çıkarılan bu yöntem Frederick Sanger ile birlikte çok daha verimli bir hale getirilmiştir (Kück & Nowrousian, 2015). Bu ilk dizileme yöntemleri birinci nesil dizileme olarak bilinmektedir ve teknolojinin ilerlemesi ile birlikte, devamında gelecek teknolojiler yeni nesil dizileme olarak isimlendirilmiştir.

Ticari olarak ilk yeni nesil teknolojisi 2004 yılında 454 Life Sciences tarafından tanıtılmış olup, daha sonra Roche ismiyle popülerliğini kazanmıştır. Roche'u takiben IonTorrent ve Illumina gibi öncül dizileme teknolojilerinin çıkmasıyla ciddi bir rekabet ortamı oluşmuştur. Roche, IonTorrent ve Illumina ikinci nesil dizileme platformlarını oluştururken günümüzde sıklıkla kullanılmaktadırlar. PacBio ve Oxford Nanopore platformları ise son nesil olan üçüncü nesil dizilemeyi oluşturmaktadırlar.

Yeni nesil dizileme 4 temel aşamadan oluşmaktadır. Bunlar sırasıyla;

- 1) Kütüphane Hazırlığı
- 2) Küme Oluşturulması
- 3) Dizileme
- 4) Hizalama ve Veri Analizi



Şekil 2.4 Yeni nesil dizileme prensipleri (Dahui, 2019).

Yeni nesil dizilemenin en çok kullanıldığı alanlardan bir tanesi DNA metabarkodlama araştırmalarıdır. Bu sayede bir örnekte bulunan birçok organizmanın dizilerinin çıkarılması tek bir deney düzeneği ile mümkün hale gelmektedir. Son yıllarda yeni nesil dizilemedeki gelişmeler ile örnek başına maliyetlerin düşürülmesi ve oluşturulan protokollerin araştırmalar ile hızla optimize edilmeye başlanması sayesinde moleküler biyoloji araştırmalarının tamamında en çok tercih edilen yöntem haline dönüşmüştür.

2.4 Biyoizleme

Biyolojik izleme, ekolojik koşulları değerlendirmek ve yönetim stratejilerini bilgilendirmek için önemli bir araçtır. Son birkaç on yılda, dünya çapında su kütlelerinin

kalitesini izlemek, sürdürmek veya geliştirmek için biyoidikatör organizmaların kullanımı yaygın olarak benimsenmiştir. Sürekli gelişen tatlı su ekolojisi alanı, Temiz Su Yasası (Clean Water Act) veya Su Çerçeve Direktifi (WFD) gibi ulusal ve uluslararası su yönetimi çerçevelerine dahil edilen tatlı su biyoizlemesini verimli bir araç haline getirmiştir (Keiser & Shapiro, 2017).

Avrupa Birliği Su Çerçeve Direktifi, etkilenen bölgelerin topluluk yapısını, antropojenik değişikliklerden etkilenmediği veya hafifçe etkilenmediği düşünölen bir referans sitenin topluluk yapısıyla karşılaştırarak ekolojik kaliteyi değerlendirmek için (Biyolojik Kalite Öğeleri—BQE'ler) kullanır (Delgado vd., 2012). Uzmanlar, üzerinde çalıştıkları BQE'ye bağlı olarak, zaman alıcı ve maliyetli numune alma ve hazırlama prosedürleri, takson tanımlaması için uzman bilgi ve ekipman farklılıkları, laboratuvarlar arasında takson envanterlerinde uyumsuzluk gibi, çeşitli zorluklarla karşı karşıyadır.

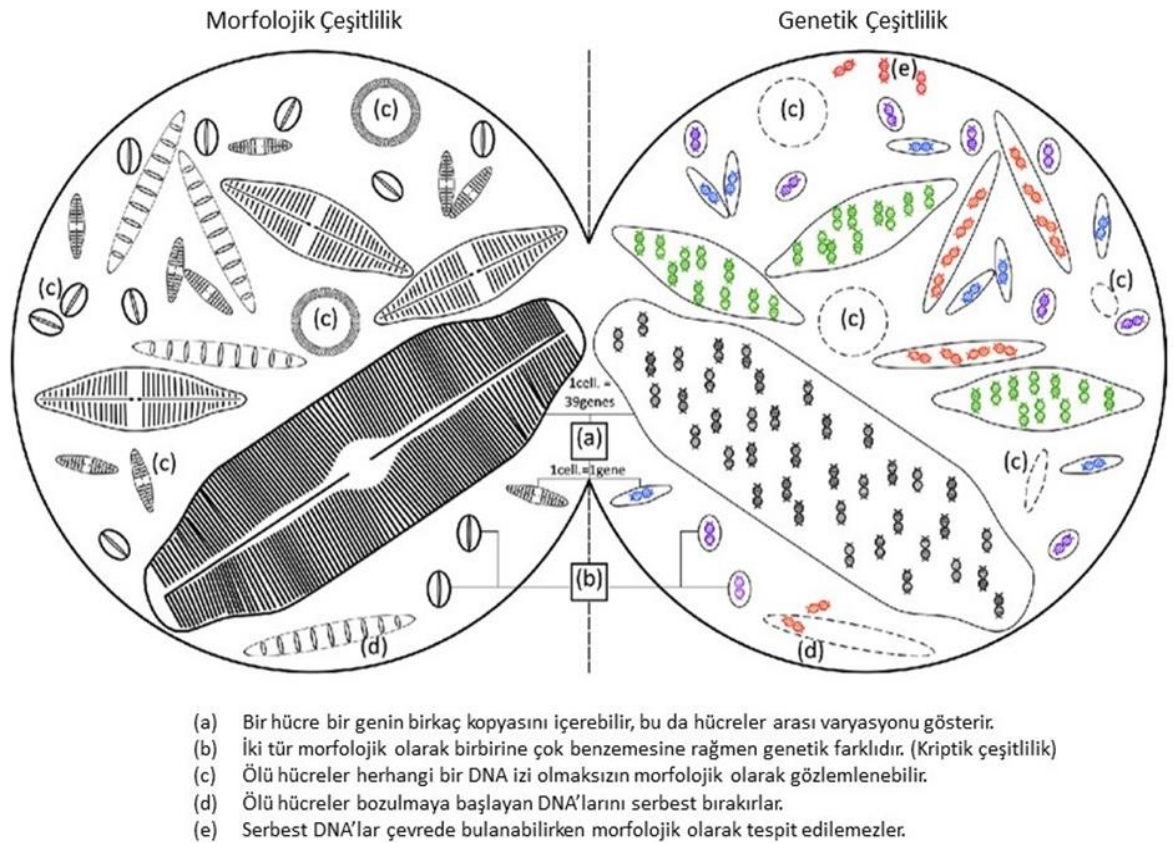
DNA barkodlama, metabarkodlama ve yüksek verimli dizilemenin uygulanması, bazı taksonların biyolojik olarak izlenmesi için veri miktarını ve çözünürlüğünü iyileştirmiştir, ancak bu yöntemleri diğer taksonomik gruplar için optimize edilmesine duyulan ihtiyaç devam etmektedir. DNA metabarkodlama ve yeni nesil dizileme (NGS) tekniklerinin son zamanlardaki gelişimi, biyoizlemede yeni bir dönüm noktası oluşturmuştur. Bu teknik, morfolojik özelliklere dayalı tanımlama yerine, organizmanın DNA'sındaki taksona özgü dizileri tanımlamak için standart gen belirteçlerini kullanmaktadır ve barkod görevi görmektedir. Bu yöntem, çok sayıda çevresel örnekten birden çok taksonun eşzamanlı olarak tanımlanmasına izin vermekte, konvansiyonel yöntemlerden zaman ve maliyet ağıısından daha etkili olmakta, toplulukların ince ölçekli bir taksonomik karakterizasyonunu sağlamakta ve genellikle gizli kalmış çeşitliliği ortaya çıkarmaktadır (Mwedzi vd., 2022).

Ancak metabarkodlama tekniklerinin rutin bir biyoizleme aracı olarak kullanılabilmesi için yöntemin standardizasyonu gerekmektedir. Örnekleme, DNA ekstraksiyonu, belirteç gen seçimi veya metabarkodlama sürecinin her adımıındaki değişkenleri analiz eden ve öneren kapsamlı çalışmalar sürekli gerçekteştirilmektedir. Farklı analizler arasında karşılaştırılabilirliği engelleyebilecek başka bir problem, yeni nesil dizileme verilerini işlemek için kullanılan çok çeşitli biyoinformatik iş akışlarının bulunmasıdır.

2.5 Metabarkodlama ve Diatom

Diatom biyoizleme literatür çalışmaları incelendiğinde, 2014 yılına kadar ağırlıklı olarak konvansiyonel yöntemlerin kullanıldığı görülmektedir. (Li vd., 2018). Bu yıldan itibaren araştırma gruplarının çalışmalarına yavaş yavaş metabarkodlama tekniğini ekledikleri görülmektedir. Başlarda morfolojiye dayalı yapılan çalışmalar moleküler yöntemlerle desteklenmeye başlanmıştır (Apothéoz-Perret-Gentil vd., 2017).

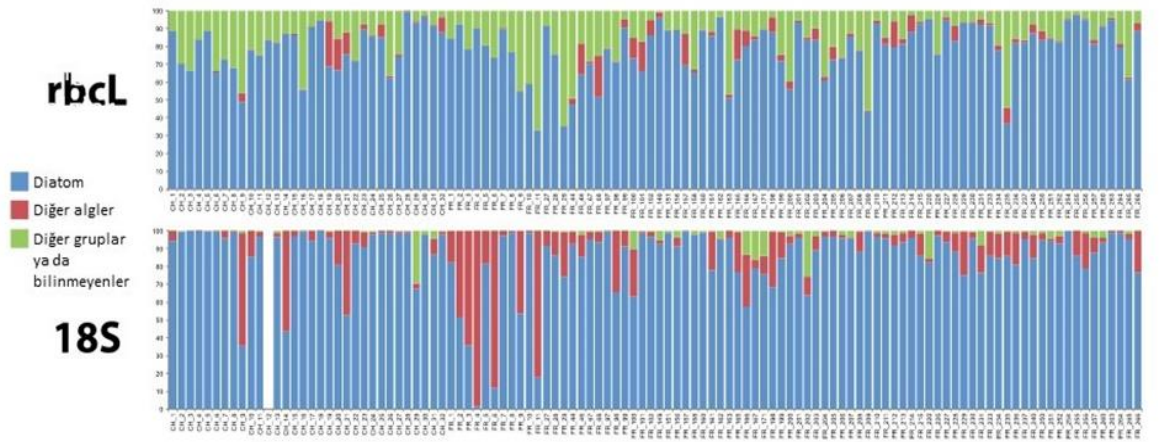
Literatürde, morfoloji ve moleküler çalışmaların karşılaştırılmasıyla hangi yöntemin daha etkili olabileceği tartışmaları uzun bir süre devam etmiştir. Bu sebeple morfolojik çalışmalarda gözden kaçabilecek türlerin moleküler yöntemler ile yakalanması hedeflenmekteydi. Alanında tecrübeli ve uzman araştırmacıların, morfolojiye dayalı diatom tür tespitinde ayırım yapabilmenin zorluklarından bahsedilmektedir (Jeunen vd., 2019). Aynı şekilde morfolojik olarak tespit edilebilmiş ama moleküler yöntemler ile ortaya çıkmayan türler de mevcuttur.



Şekil 2.5 Diatom morfolojisi ve moleküler olarak karşılaştırılması (Valentin vd., 2019).

Çalışmaların araziden, laboratuvar çalışmalarına, yeni nesil dizilemeden biyoinformatiğe kadar bütün bir sürecin hızla optimize edilmesi ile kısa bir sürede moleküler olarak diatom biyoçeşitliliği istatistiki olarak güvenilir ve hızlı bir biçimde ortaya çıkarılmaya başlanmıştır (Piredda vd., 2018). Bundan sonraki süreçte diatom çalışmalarında literatür şekil değiştirerek morfoloji ve moleküler kıyaslamalardan, moleküler arası kıyaslamaya doğru hızlı bir yönelim içine girmiştir (Liu vd., 2020).

Belirlenen barkod bölgelerinin (rbcL Diat ve 18S ribozomal RNA) tür içi ayrımında, hangi barkod bölgesinin daha başarılı olduğuna yönelik çalışmalar hız kazanmıştır. Yapılan çalışmalar sonrasında, Şekil 2.6'da görüldüğü gibi rbcL barkod bölgesinin kullanımı ile diatom türlerinin çeşitliliğinde daha fazla sonuç elde edildiğinin görülmesiyle birlikte, 18S rRNA bölgesinin kullanıldığında ise diatom dışındaki fitoplanktonik organizmaların da tespit edilmesi, çalışılacak bölgenin seçiminin, yapılmak istenen çalışmanın hedefleri doğrultusunda belirlenmesinin daha doğru olacağı sonucuna varılmıştır (Apothéloz-Perret-Gentil vd., 2021).



Şekil 2.6 Diatom rbcL ve 18S barkod bölgelerinin karşılaştırılması (Apothéloz-Perret-Gentil vd., 2021).

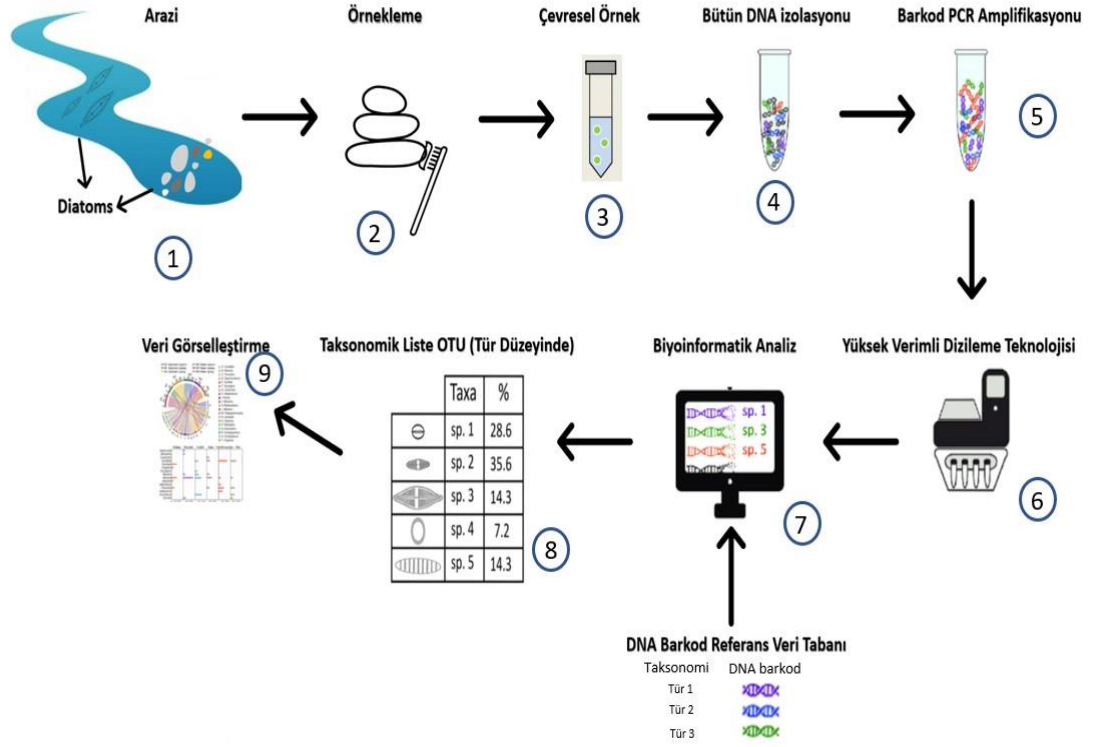
3. MATERYAL VE YÖNTEM

3.1 İş Akışı

Bu tez çalışmasının amacı, Türkiye’de milli park ilan edilmiş İğneada Longoz ormanlarındaki diatomların tür çeşitliliğinin DNA metabarkodlama yöntemi ile moleküler tespitlerinin gerçekleştirilmesidir. Kırklareli bölgesinde bulunan longoz ormanında, 3 farklı bölgeden örnekleme yapılmıştır. Birinci örneklem, akarsu sistemine sahip Bulanık Deresi’nden; ikinci örneklem longoz ormanının daha iç tarafında kalan sulak ve durgun bir alan üzerinde; son ve üçüncü örneklem noktası ise denizel diatomları yakalamak amacıyla sahil kesimi olarak seçilmiştir. Bu üç farklı habitattan alınan diatom örnekleri ile olabildiğince fazla diatom çeşitliliği elde edilmesi amaçlanmıştır. İstasyonların belirlenmesi sonrası arazide uygun taş ve kayalar seçilmiştir. Toplanan materyalin ışık alan yeşil yüzeylerinden dış fırçası ile kazıma yapılarak, distile su yardımıyla yüzeyin temizlenmesiyle birlikte, çevresel örneklerin 50 mL falkon tüplere aktarılma işlemi gerçekleştirilmiştir. Çevresel örneklerin uygun saklama koşullarında laboratuvara transferleri sağlanmıştır. Laboratuvarda örnekler bekletilmeden direkt olarak analize alınmıştır.

Tez çalışması öncesinde, her bir adım için belirlenmiş olan optimizasyonlar yardımıyla, örneklerden tüm DNA izolasyonu gerçekleştirilmiştir. Bir sonraki basamak olan PCR basamağına geçilmesiyle birlikte, pozitif sonuçlanan PCR örnekleri yeni nesil dizileme analizi için işleme alınmıştır ve Illumina NextSeq 550 cihazında dizilenmiştir. Dizileme işlemi sonucu elde edilen ham veriler, biyoinformatik iş akışına alınmasıyla beraber veri tabanı üzerinden eşleştirmeler gerçekleştirilmiştir. Son basamakta, tür listeleri elde edilmiş ve görselleştirme işlemi gerçekleştirilmiştir. Yapılan tüm işlemler Şekil 3.1.’de görsel olarak özetlenmiştir.

Metabarkodlamanın Tür Seviyesinde Diatom Biyoizlemeye in vitro ve in silico Entegrasyonu



Şekil 3.1 Genel iş akış şeması (Pissaridou vd., 2021)

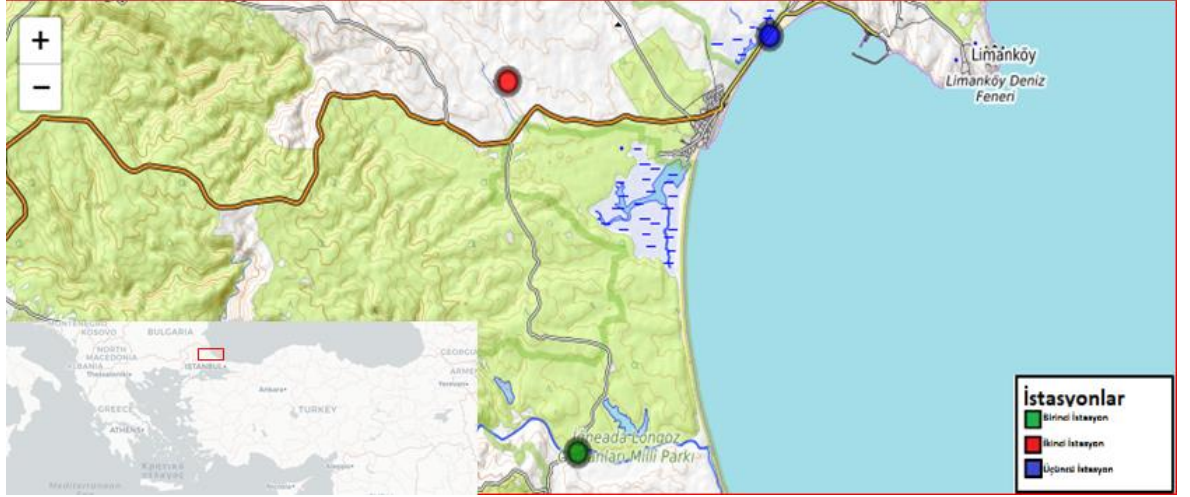
3.1 Arazi Örneklemesi

Tez arazi çalışması 26.05.2021 tarihinde Kırklareli İğneada Longoz Ormanları bölgesinde aşağıda belirtilmiş olan koordinatlarda gerçekleştirilmiştir. Koordinat bölgeleri sırasıyla;

Birinci İstasyon (Yeşil işaretli) → 41° 49' 10" N, 27 ° 57' 0.3" E

İkinci İstasyon (Kırmızı işaretli) → 41° 52' 12" N, 27 ° 56' 0.5" E

Üçüncü İstasyon (Mavi işaretli) → 41° 53' 23" N, 28 ° 00' 01" E



Şekil 3.2 Arazi istasyonları (*Leaflet for R - Using Basemaps, t.y.*)

Her bir istasyonda, arazide suyun içinde bulunan taş ve kaya örneklerinin tespit edilmesi sonrası toplama işlemi gerçekleştirilmiştir. Toplanan taş ve kaya örneklerinin boyutları birbirinden farklı olarak seçilmiş ve en az 5 parçadan oluşmasına dikkat edilmiştir. Önceden sterilizasyonu yapılmış poşetler taşıma kaplarına geçirilmiş ve örnekler arazi bölgesinde bu haznelerde toplanmıştır. Epilitik diatomların, örneklemesinin sağlıklı bir şekilde gerçekleştirilmesi ve maksimum düzeyde çeşitliliğin elde edilmesi için, taş ve kayaların güneşe doğru bakan kahverengi ve yeşil yüzeyleri dikkatli bir şekilde herhangi bir yere temas ettirilmeden örnek tepsisine taşınmıştır. Her bir taş veya kaya parçası için 1 adet steril diş fırçası (Kelly vd., 2021) ve laboratuvarından temin edilmiş distile su ile eş zamanlı olarak kazıma ve yıkama işlemi gerçekleştirilmiştir. İşlem sonrasında, saklama kabında biriken örnekler 50 mL steril falkonların içine pastör pipeti yardımı ile aktarılmıştır. Her bir falkona 1/3 oranında örnek eklenmiştir, falkonun 2/3'lük kısmı %99'luk saf etanol ile tamamlanmıştır. Bütün örnekler alüminyum folyo ile ışık almayacak şekilde sarılmıştır ve numaralandırılmıştır. Her bir istasyon 3 tekrarlı çalışılmıştır. Örnek adı ve istasyon bilgisi Çizelge 3.2'de gösterilmiştir. Toplamda bütün örnekleme istasyonlarından elde edilen 9 tüp örnek -20°C'lik soğutucu içerisinde muhafaza edilerek laboratuvara taşınmıştır.

Çizelge 3.1 Arazide toplanan örneklerin bilgi tablosu

Örnek Adı	Muhafaza Edilmesi	İstasyon	Örneğin Alındığı Tarih
1-A	50 mL Falkon	1	26.05.2021
1-B	50 mL Falkon	1	26.05.2021
1-C	50 mL Falkon	1	26.05.2021
2-A	50 mL Falkon	2	26.05.2021
2-B	50 mL Falkon	2	26.05.2021
2-C	50 mL Falkon	2	26.05.2021
3-A	50 mL Falkon	3	26.05.2021
3-B	50 mL Falkon	3	26.05.2021
3-C	50 mL Falkon	3	26.05.2021



Şekil 3.3 Birinci istasyon örnekleme çalışması



Şekil 3.4 İkinci istasyon örnekleme noktası ve örnek alımı



Şekil 3.5 Üçüncü istasyon örnekleme noktası

3.2 Moleküler Analizler

3.2.1 DNA izolasyonu

Araziden getirilen örnekler direkt olarak DNA izolasyonu için analize alınmıştır. İlk aşamada 50 mL içerisinde bulunan örnekler, homojen hale getirildikten sonra 15 mL'lik tüplerin içine, 2 mL'lik örnekler olarak aktarılmışlardır. Örnekler 5500 rpm'de oda sıcaklığında 45 dakika boyunca santrifüj işlemine maruz bırakılmışlardır (Vasselon, Domaizon, vd. 2017). İşlem sonrasında oluşan pelete temas edilmeksizin tüpün içindeki sıvı ortamdaki uzaklaştırılmıştır. Bu aşamadan sonra, tüpün içerisinde oluşan katı pelet ile DNA izolasyonu protokolüne geçilmiştir. DNA izolasyonu "DNeasy Blood & Tissue kit (QIAGEN, Stockach, Germany)" kiti ile gerçekleştirilmiştir ve toplam DNA eldesi sağlanmıştır. (*QIAwave DNA Blood & Tissue Kit*, t.y.). İzolasyonda yapılan optimizasyonlar sonrası elde edilen en iyi protokol aşağıda verilmiştir.

Qiagen Dneasy Blood & Tissue DNA İzolasyon Protokolü

1. Her tüpe 20 µL Proteinaz K ve 180 µL ATL tamponu eklenmiştir.
2. Örnekler döner halde 56 °C'de 3 saat inkübasyona bırakılmıştır.
3. Tüpler bu inkübasyon süresi boyunca birkaç defa çalkalanmıştır.
4. Tüplerin her birine 200 µL AL tamponu eklenmiş ve vortekslenmiştir. Ardından 200 µL etanol (96%) eklenmiştir.
5. Bir defada en fazla 650 µL örnek alınarak, örnekler 2 ml'lik DNeasy Mini Spin kolonlara aktarılmıştır.
6. 6000xg (8000 rpm)'de 1 dakika santrifüjlenen örneklerin sıvı kısımları atılmıştır.
7. 5. ve 6. adımlar örnek bitene kadar tekrarlanmıştır.
8. DNeasy spin kolon içeriği 2 mL'lik yeni tüplere aktarılmış ve üzerine 500 µL AW1 tamponu eklenmiştir.
9. 6000xg (8000 rpm)'de 1 dakika santrifüjlenmiştir.

10. DNeasy spin kolonlara 500 µL AW2 tamponu eklenmiş ve 20000xg (14000 rpm)'de 3 dakika santrifüjlenerek membranın tamamen kuruması sağlanmıştır.
11. Spin kolonlar tekrar 17000xg (13000 rpm)'de 1 dakika santrifüjlenmiştir.
12. Spin kolonlar 1,5 veya 2 ml'lik yeni tüplere kapakları açık şekilde aktarılmıştır.
13. Tüplerin üzerlerine 50 µL AE tamponu eklenmiştir.
14. Spin kolonlar oda sıcaklığında 1 dakika inkübe edilmiştir.
15. Örnekler 6000xg (8000 rpm)'de 1 dakika santrifüjlenmiştir.
16. Bu adımda spin kolonlar atılmıştır.
17. DNA temiz tüplere aktarılmış ve -20 °C muhafaza edilmek üzere kaldırılmıştır.

DNA izolasyonu sonrasında temiz tüplere aktarılan DNA'lardan direkt olarak Spektrofotometre ölçümleri gerçekleştirilmiştir. Colibri Microvolume Spektrometre cihazı DNA ölçümlerinde kullanılmıştır. Elde edilen veriler cihazdan excel formatında alınmış ve kaydedilmiştir.

DNA örneklerinin agaroz jel elektroforezi yöntemi ile yürütülmesi ve görüntülenmesi için aşağıdaki jel hazırlama ve yükleme protokolü takip edilerek gerçekleştirilmiştir.

Jel Hazırlama Protokolü

1. Jel dökümüne başlamadan önce çalışılacak alan tezgah tipi etanolle steril edilmiştir.
2. Çeker ocak aktif hale getirilmiştir ve jel dökümünde kullanılacak olan elektroforez tepsisi, uygun boyuttaki taraklar ve tamponlar hazır hale getirilmiştir.
3. Gerekli miktarda agaroz (Çizelge 3.3) steril tartım kapları kullanılarak hassas terazide tartılmış ve işaretli cam şişeye konmuştur.
4. Gerekli miktarda 1X'lik TAE (Çizelge 0.2) 100 ml'lik mezür kullanılarak ölçülmüş ve içi agaroz dolu şişeye dökülmüştür.

5. Hafifçe çalkalandıktan sonra kapağı bir miktar açılarak mikrodalga fırına koyulmuştur.
6. Isıya dayanıklı eldivenler giyilmiş ve fırın yaklaşık olarak 3 dakikaya ayarlanmıştır.
7. Aralıklarla cam şişe mikrodalgadan çıkartılıp çalkalanmıştır.
8. Kaynama başladıktan sonra solüsyonun buharlaşmaması için mikrodalgadan çıkartılıp çalkalama işlemi daha sık olarak gerçekleştirilmiştir.
9. Agaroz solüsyonda tamamen çözününce mikrodalga kapatılmıştır.
10. Cam şişe 1-2 dakika, musluk altında hafifçe çalkalanarak soğutulmuştur.
11. Şişe, çeker ocak içinde açılıp gerekli miktarda (Çizelge 0.3) etidyum bromür (EtBr) eklenmiştir.
12. Kimyasalın bütün solüsyona homojen bir şekilde dağılması için şişe hafifçe çalkalanmıştır.
13. Karışım çok soğumadan jel tepsisine dökülüp, hava baloncuğu olup olmadığı kontrol edilmiştir (varsa patlatılır) ve taraklar yerleştirilerek soğumaya bırakılmıştır (yaklaşık olarak 20 dk).
14. Donmuş haldeki jel sistemden çıkartılıp streç filme sarılmıştır, streç üstüne yapılma tarihi girilmiştir ve jel 4°C’de seyreletme değerine bakılarak kutularda depolanmıştır.

Çizelge 3.2 Jel Hazırlama protokolü

		AGARÖZ	1X TAE	EtBr (10mg/ml)
Büyük jel tankından	% 1 ‘lik DNA örnekleri	1 gr	100 ml	0,5 µl
Küçük jel tankında	% 1 ‘lik DNA örnekleri	0.5 gr	50 ml	0,25 µl

Örneklerin Jele Yüklenmesi ve Yürütülmesi

1. Jel tanka yerleştirilmeden önce tanktaki tampon çözeltisinin yeterli miktarda olup olmadığına bakılmıştır.
2. Jel tankın içine konmuştur ve tampon çözeltisinin jeli en az 5 mm geçip geçmediği kontrol edilmiştir.
3. Örneğin tahmini DNA uzunluğuna göre ladder seçilmiştir (100 baz çifti) ve jelin ilk kuyusuna 2 µl ladder yüklenmiştir.
4. Jele yüklenecek 2 µl DNA ile 2 µl yükleme boyası parafilm üstünde pipetaj yapılarak karıştırılmıştır ve 4 µl'lik karışım mikropipet yardımı ile jeldeki kuyuya yüklenmiştir.
5. Örnek yükleme işlemi bittikten sonra kapak yavaşça kapatılmış, eksi ucun (siyah renkli) yukarıda ve artı ucun (kırmızı renkli) aşağıda olduğu kontrol edilmiştir.
6. Siyah kablo yukarı, kırmızı kablo aşağıdaki uca dikkatlice bağlanmıştır. Bu basamakta jelin tampon içinde hareket etmemesi görüntüleme için önemlidir. Jeli hareket ettirmeden nazikçe kablolar bağlanmıştır.
7. Kabloların diğer ucu yine renklerine göre güç kaynağına takılmıştır.
8. Voltaj ve süre, analiz edilecek örneğe göre cihazın üstündeki düğmeler kullanılarak ayarlanmış ve start tuşuna basılmıştır.
9. Yürütme işlemi tamamlandıktan sonra güç kaynağı kapatılmış, kablolar sökülmüş ve kapak açılmıştır.
10. Görüntüleme cihazının kapağı açıldıktan sonra, jel dikkatlice tanktan çıkarılmış ve görüntüleme cihazının tepsisine altta hava kabarcığı kalmayacak şekilde yerleştirilmiştir.
11. Cihazın kapağı kapatıldıktan sonra, bilgisayardan cihazın yazılımı açmıştır ve UV tuşuna basılarak görüntüleme gerçekleştirilmiştir.
12. Görüntüleme işlemi bittikten UV butonuna basılmış ve cihazın sinyal vermesi beklenmiştir.
13. Ses sinyali geldikten sonra cihazın kapağı açılmış ve jel, EtBr'li atıkların bulunduğu çöpe atılmıştır.
14. Görüntüleme cihazının tepsi kısmı işaretli pisetteki saf su ve peçete kullanılarak temizlenmiştir.

3.2.2 PCR

PCR aşamasında 2 farklı enzim ve 6 farklı primer ile optimizasyonlar gerçekleştirilmiştir. Optimizasyonlar sonucunda en iyi PCR enzimi olarak AmpliTaq Gold™ PCR Master Mix (Thermo Scientific) belirlenmiştir. En başarılı primer olarak, ileri yönlü okumalar için Diat_rbcL_708F ve geri yönlü okumalar içinse R3, yaklaşık olarak 312 bp uzunluğunda ürün çoğaltan primerler belirlenmiştir (Rimet vd., 2019). Kullanılan primerler için PCR enzim protokolleri Çizelge 4.2 ve 4.3’ de verilmiştir. PCR cihazı analiz protokolleri Çizelge 4.4 ve Çizelge 4.5’ de belirtilmiştir. Bütün PCR sonuçlarının miktar ve kalite kontrolleri agaroz jel elektroforez yöntemi ile yapılmıştır. Hazırlanan %2’lik agaroz jeldeki kuyucuklara örnekler yüklenmiş ve 110 V 45 dakika boyunca örneklerin yürütülmesi sağlanmıştır. Yürütme işlemi sonrası jel örnekleri, Major Science görüntüleme cihazında UV ışığı altında görüntülenmiştir. Örneklerin, doğru ürün boyunda oldukları kontrol edilmesiyle, negatif kontrollerin temiz olduğu ve pozitif kontrollerin ise istenilen verimlilikte sonuç verdiğiinden emin olduktan sonra, yeni nesil dizileme işlemi için aynı primerlerin Illumina indekse sahip primerleri ile bütün PCR analizleri aynı protokoller ile tekrar edilmiştir.

Çizelge 3.3 Primer bilgi tablosu

Primer Adı	Yönü	Primer Dizisi(5' -3')
Diat_rbcL_708F_1	İleri	AGGTGAAGTAAAAGGTTTCWTA CT TAAA
Diat_rbcL_708F_2	İleri	AGGTGAAGTTAAAGGTTTCWTA YTTAAA
Diat_rbcL_708F_3	İleri	AGGTGAAACTAAAGGTTTCWTA CT TAAA
R3	Geri	CCTTCTAATTTACCWACWACTG
R3_2	Geri	CCTTCTAATTTACCWACA ACAG

3.2.3 İndeksli PCR

PCR aşamasında, analizi gerçekleştirilen bütün basamaklar aynı protokollerle indeksli primerler (Çizelge 3.5) için uygulanmıştır. Örneklerin doğru ürün boyunda olup olmadıkları, negatif kontrollerin temiz olduğu ve pozitif kontrollerin istenilen verimlilikte sonuç vermesinden sonra yeni nesil dizileme işlemi için kütüphane hazırlık basamağına geçilmiştir.

Çizelge 3.4 İndeksli primerler

Primer Adı	Yönü	Primer Dizisi (5'-3')
Diat_rbcL_708F_1	İleri	TCGTCGGCAGCGTCAGATGTGTATAAGAGACAG-AGGTGAAGTAAAAGGTTCWTTACTTAAA
Diat_rbcL_708F_2	İleri	TCGTCGGCAGCGTCAGATGTGTATAAGAGACAG-AGGTGAAGTTAAAGGTTCWTAYTTAAA
Diat_rbcL_708F_3	İleri	TCGTCGGCAGCGTCAGATGTGTATAAGAGACAG-AGGTGAACTAAAGGTTCWTTACTTAAA
R3	Geri	GTCTCGTGGGCTCGGAGATGTGTATAAGAGACAG-CCTTCTAATTTACWACWACTG
R3_2	Geri	GTCTCGTGGGCTCGGAGATGTGTATAAGAGACAG-CCTTCTAATTTACWACA ACAG

3.2.4 Kütüphane hazırlığı ve NGS

Diatom örneklerinin analizi sonucunda elde edilen PCR ürünleri, AMPure XP (Beckman Coulter) yardımıyla saflaştırılmış ve Illumina Nextera DNA Library Prep Kit protokolü takip edilerek kütüphane hazırlıkları tamamlanmıştır. İndeks PCR aşamasında 5 µl 'X Phusion Mastermix, 1 µl Nextera XT i7 Index Primer, 1 µl Nextera XT i5 Index Primer, 2 µl su ve 1 µl örnekten oluşan toplamda 10 µl hacme sahip reaksiyon gerçekleştirilmiştir.

Amplifiye edilen tüm ürünler, Qubit floresan spektrofotometresi (Qubit 4 Fluorometer, Thermo Fisher Scientific) kullanılarak ölçülmüştür. Örnekler daha sonra 2x150 baz çifti okuma uzunluğuna sahip akış hücrelerine yüklenerek Illumina NextSeq 550 platformunda dizileme işlemi gerçekleştirilmiştir.

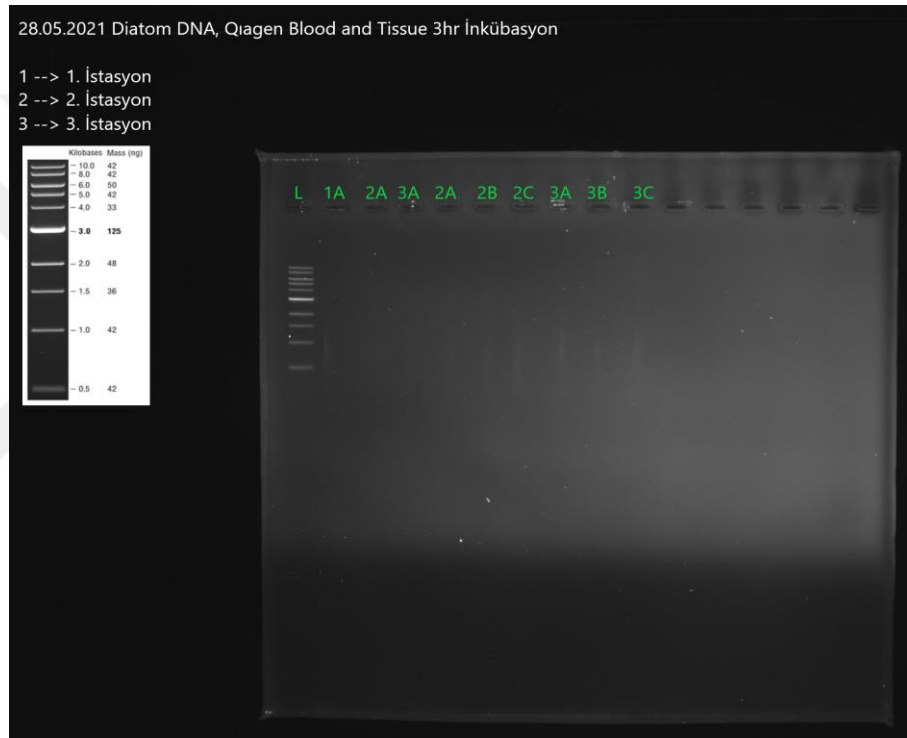
3.2.5 Biyoinformatik analizler

Tüm biyoinformatik analizler Ubuntu linux 20.04 LTS üzerinde gerçekleştirilmiştir. Ham fastq dosyaları doğrudan OBITools (*OBITools / OBITools3 · GitLab*, t.y.) paketindeki iş akışına eklenmiştir. “illumina-paired-end” paketi ile Phred skorları 30'un üzerinde tutularak hizalama ve birleştirme işlemleri yapılmıştır. Ardından “obigrep” komutu ile birleştirilemeyen diziler verilerden çıkarılmıştır. İleri ve geri okumalardaki primerler “perl” komutu ile uzaklaştırılmış ve yinelenen veriler sırasıyla “obiannotate” komutu ile kaldırılmıştır. 150 bp'nin altında 10'dan az sayılan kısa okumalar “obigrep” komutuyla (c10.l150) veri setinden temizlenmiştir. NextSeq 550 platformu 2x150 baz çifti okuma kapasitesine sahiptir. Dizilenen rbcL gen bölgesi yaklaşık 312 baz çifti olduğundan, ileri ve geri okumaların birleştirilmesi sonucunda dizinin birleştirilemeyen orta kısmı "N" bazlarla doldurulmuştur. Diziler son hallerine getirildikten sonra Geneious Prime programındaki eklenti aracılığıyla NCBI veri tabanı üzerinden çevrim içi eşleştirmeleri gerçekleştirilmiştir.

4. ARAŞTIRMA BULGULARI

4.1 DNA İzolasyonu Bulguları

DNA izolasyonu sonunda elde edilen diatom DNA'ları %1'lik agaroz jelde yürütülüp görüntülenmiştir. DNA jeline ilk kuyucuğa, 1 kb'lık ladder yüklenmiştir. Geri kalan kuyulara diatom DNA'ları yüklenmiştir. DNA jeli istenildiği gibi elde edilememiştir. DNA örnekleri jel üzerinde çok silik ve sürüntü halinde görülmektedir. DNA jeli aynı koşullar altında tekrarlanmış ve sonuçta bir değişiklik görülememiştir.



Şekil 4.1 Diatom DNA jeli sonucu

4.2 Spektrometre Bulguları

Diatom DNA örneklerinin Colibri Microvolume Spektrometre cihazıyla ölçümleri gerçekleştirilmiştir. Elde edilen sonuçlar Çizelge 4.1’de gösterilmiştir. Birinci ve ikinci istasyonların kendi içerisinde konsantrasyonları yüksek miktarda olup beklenildiği üzere birbirlerine yakın değerlerdedirler. Üçüncü istasyonun konsantrasyon değerleri arasında gözle görülür bir farklılık olduğu tespit edilmiştir. Bütün istasyonların A260/A280 ve A260/A230 dalga boylarında ölçümleri gerçekleştirilmiştir. Bütün istasyonların A260/A280 değerleri beklenildiği üzere 1.8 – 2.1 aralığında sonuç vermiştir. A260/A230 değerleri, birinci istasyonda son derece temiz olarak ölçülmüştür. İkinci ve üçüncü istasyonda bu değerler olması gereken aralığın altında kalmıştır ve örneklerde bir miktar kirlilik olduğu görülmektedir.

Çizelge 4.1 Spektrometre ölçüm sonuçları

İsim	1-A	1-B	1-C	2-A	2-B	2-C	3-A	3-B	3-C
ng/µl	106,50	119,17	101,15	88,74	81,04	70,85	78,63	53,36	108,77
A260/A280	2,12	2,12	2,11	1,76	1,88	1,92	1,99	1,91	1,98
A260/A230	1,88	1,85	1,82	1,25	1,31	1,44	1,43	1,20	1,46

4.3 PCR Bulguları

Tez çalışması kapsamında, arazi örnekleme öncesi PCR analizinde bazı optimizasyonlar gerçekleştirilmiştir. Çalışmada iki örnek kullanılmıştır. Birinci örnek sadece tek bir diatom türü içermektedir. İkinci örnek ise karışık diatom türlerine aittir. İki örneğin de DNA izolasyonunda iki tekerrür halinde protokolün inkübasyon kısmında değişiklik yapılarak gerçekleştirilmiştir. Bir protokol optimizasyonunda 56 °C ve 3 saat aralığında inkübasyona bırakılmıştır. Diğerinde ise 56°C ve 12 saat inkübasyona bırakılmıştır. İki farklı örnekle de yapılan PCR denemelerinde farklı enzimler ve primerler denenmiş ve en iyi sonuç bulunmaya çalışılmıştır. PCR optimizasyonları sonucu en iyi sonuç alınan

protokol ve örnekler tez kapsamında yapılan diatom arazi örnekleme PCR'larında pozitif kontrol olarak kullanılacaktır. PCR denemeleri Amplitaq Gold enzimi ve Promega enzimi kullanılarak toplam 6 farklı primer ile denemeler gerçekleştirilmiştir. Primer, enzim ve diatom DNA'sı kullanılarak gerçekleştirilen bu ilk denemelerde bağlanma sıcaklığı bilinmediği için bütün PCR'lar gradient PCR olarak kurulmuştur. Gradient sıcaklığı bütün PCR'lar için 51°C ile 65°C arasında ya da 45°C ile 62°C arasında kurulmuştur. Amplitaq Gold enzimi ile Promega enzimine ait PCR reaksiyon profilleri ve PCR döngü profilleri aşağıda gösterildiği gibidir.

Çizelge 4.2 AmpliTaq gold 10 µl PCR enzim protokolü

Mix	5 ul
Enhancer	0,2 ul
F Primer	0,2 ul
R Primer	0,2 ul
Su	3,4 ul
DNA	1 ul

Çizelge 4.3 Promega 10 µl PCR enzim profili

5X Tampon	2 ul
MgCl₂	1,2 ul
dNTP	0,8 ul
F Primer	0,5 ul
R Primer	0,5 ul
Polimeraz	0,05 ul
Su	4,45 ul
DNA	0,5 ul

Çizelge 4.4 AmpliTaq gold PCR döngü profili

94°C	2 dak	
94°C	1 dak	x 35 döngü
51-65°C	45 sn	
72°C	1 dak	
72°C	5 dak	
8°C	∞	

Çizelge 4.5 Promega PCR döngü profili

95°C	10 dak	
95°C	30 sn	x 35 döngü
51-65°C	30 sn	
72°C	1 dak	
72°C	7 dak	
8°C	∞	

İlk PCR denemesinden elde edilen toplamda iki jel görüntüsü mevcuttur. Birinci jel görüntüsünde bulunan primerler sırasıyla, rbcL 646F- rbcL 998R, DPrbcL1- DPrbcL7, pB1 – pC1 ve Diat rbcL 708F – R3’e ait görüntüleri içermektedir. Hiçbir örnekte bant tespit edilememiştir (Şekil 4.2).



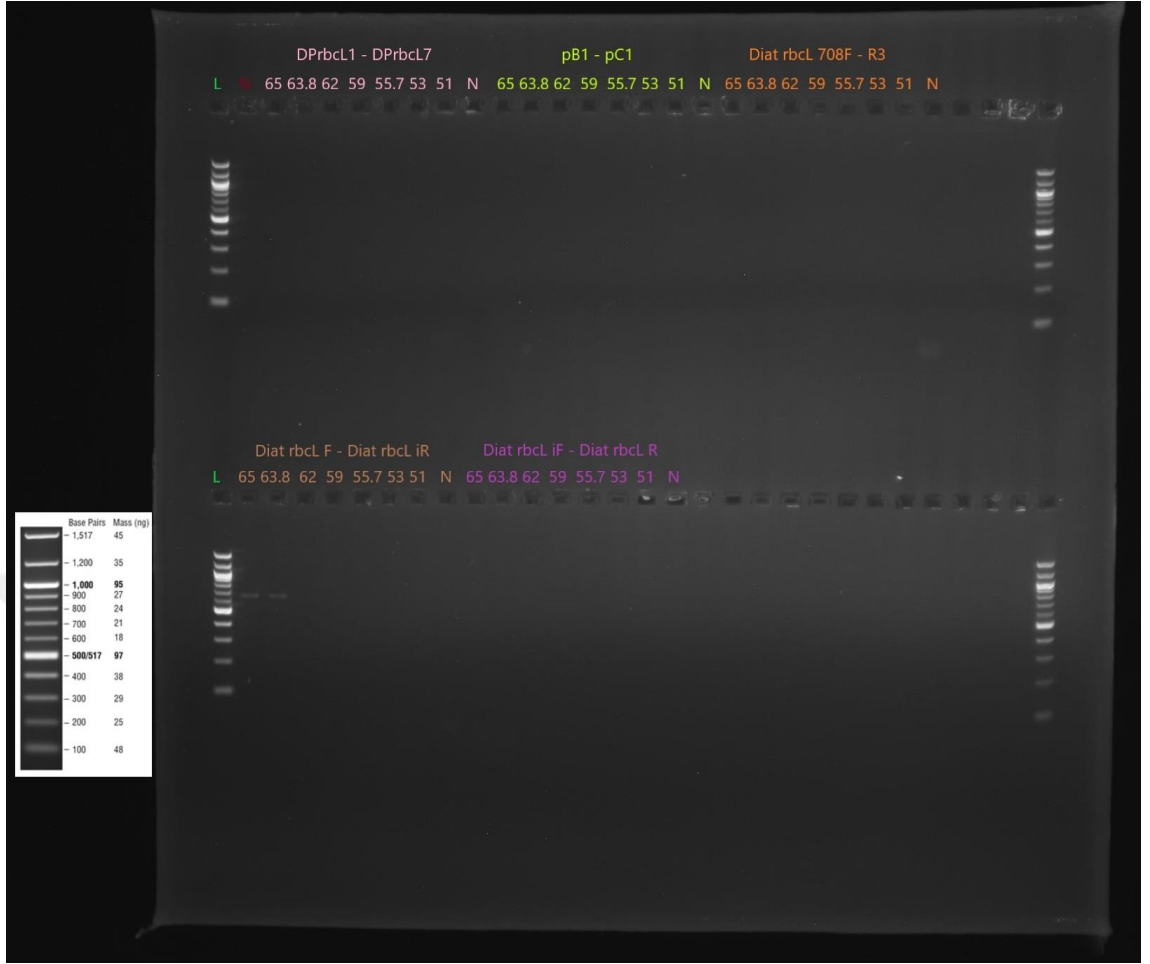
Şekil 4.2 Amplitaq gold enzimi ve 6 farklı primerlerle kurulan PCR’a ait birinci jel görüntüsü

İkinci jel görüntüsünde bulunan primerler sırasıyla Diat rbcL 708F/R3, Diat rbcL F/Diat rbcL İR, Diat rbcL İF/Diat rbcL R ve rbcL 646F/rbcL 998R ait görüntüleri içermektedir. rbcL 646F/rbcL 998R ait bir gece inkübasyona bırakılan örnekler 62°C ile 55°C arasında pozitif sonuç vermiştir (Şekil 4.3).



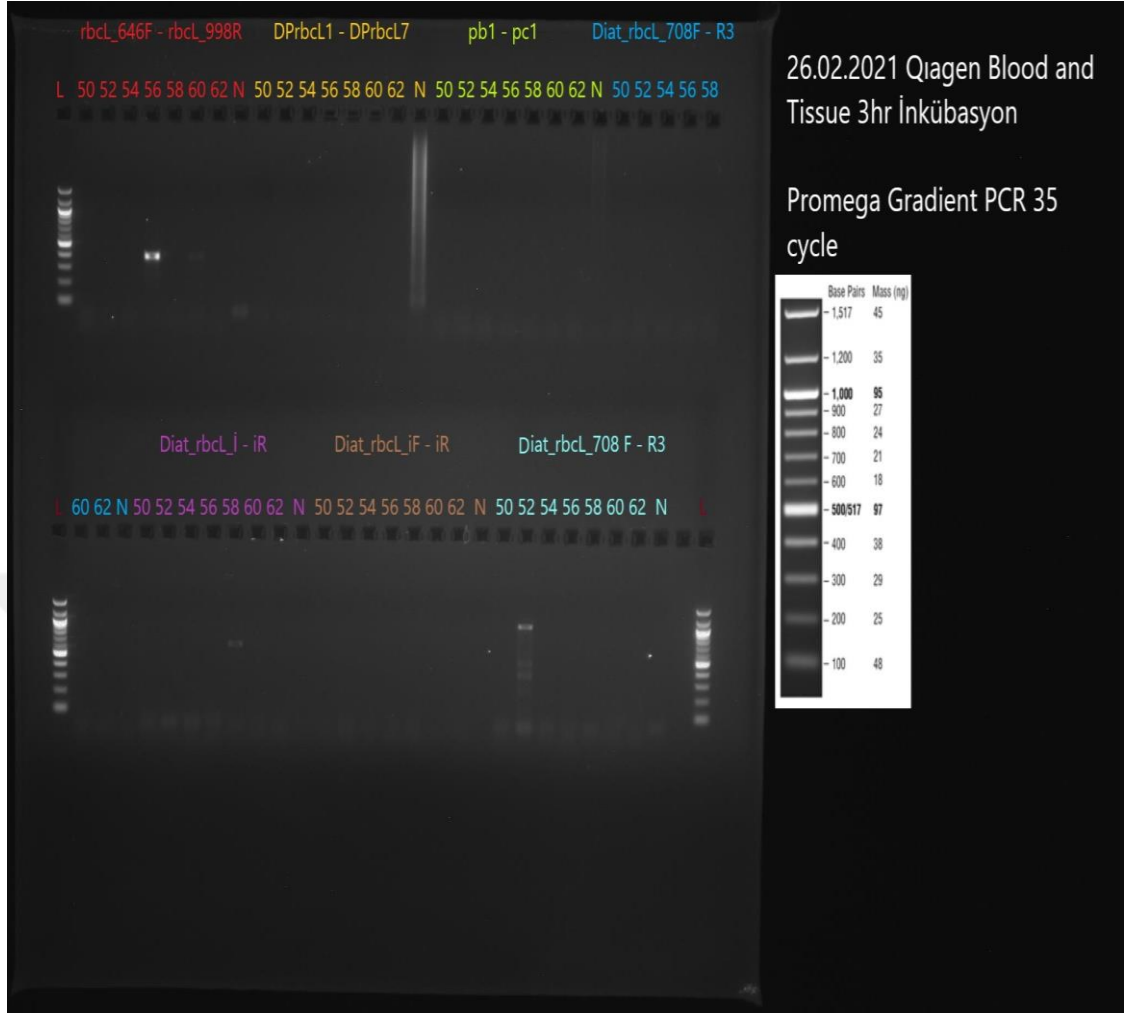
Şekil 4.3 Amplitaq gold enzimi ve 6 farklı primerlerle kurulan PCR'a ait ikinci jel görüntüsü

Diatom PCR optimizasyonunda ikinci denemede Promega enzimi kullanılmıştır. Gradient PCR olarak 5 farklı primer ile kurulmuştur, sıcaklık aralığı 51°C ve 65°C aralığındadır. Kullanılan primerler sırasıyla; DPrbcL1/DPrbcL7, pB1/pC1, Diat rbcL 708F/R3, Diat rbcL F/Diat rbcL İR ve Diat rbcL İF/Diat rbcLR şeklindedir. Diat rbcL F/Diat rbcL İR primerinde 65°C ve 63,8°C silik bant elde edilmiştir (Şekil 4.4).



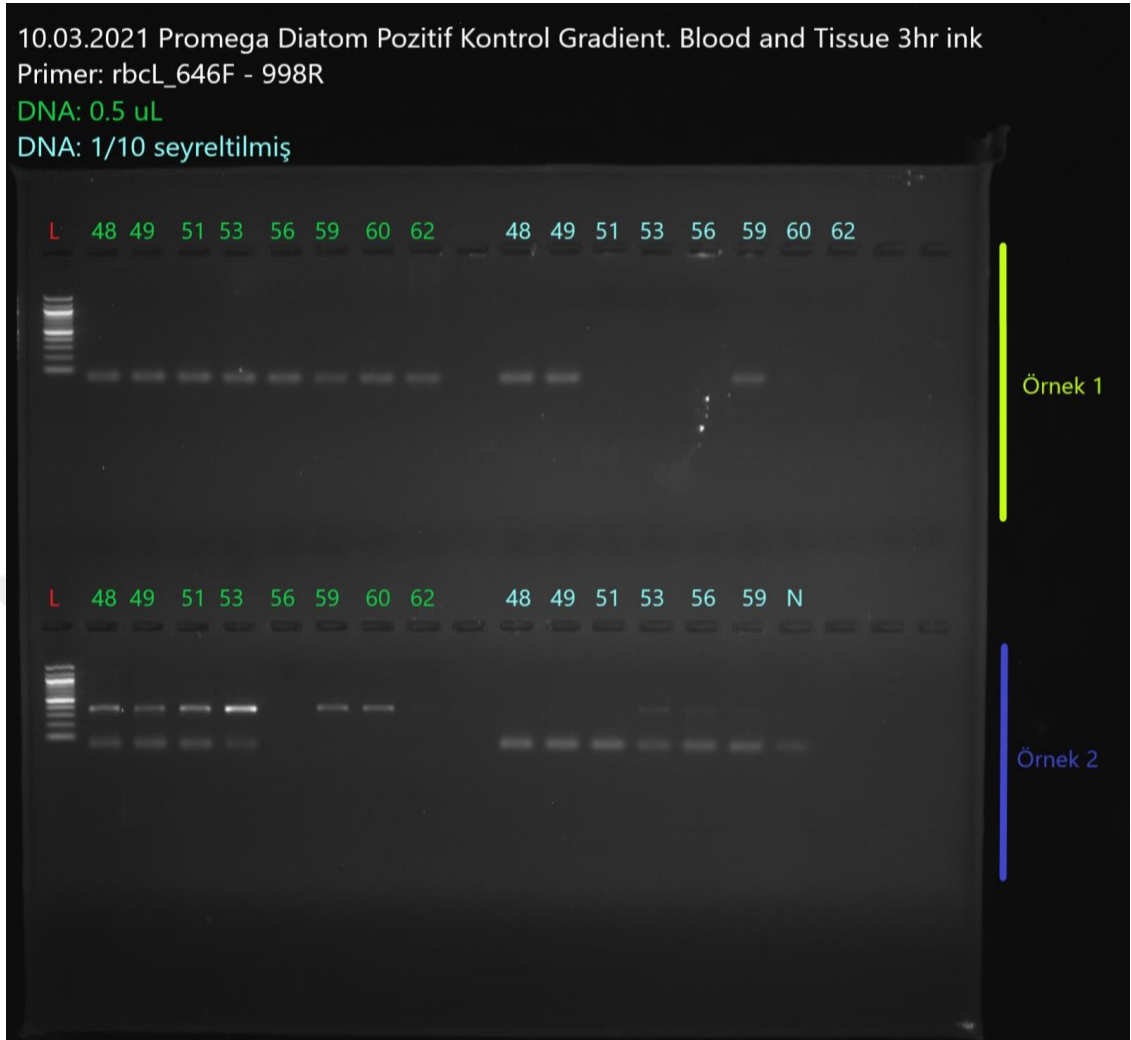
Şekil 4.4 Promega enzimi ve 5 farklı primerlerle kurulan PCR'a ait jel görüntüsü

Diatom PCR optimizasyonuna Promega enzimi ile devam edilmiştir. Sıcaklıkların belirlenememesi üzerine tekrar gradient PCR kurulmuştur. Bağlanma sıcaklığı 50 ile 62 °C aralığındadır. PCR denemesi toplamda 6 farklı primer ile denenmiştir. Kullanılan primerler sırasıyla; rbcL_646F/rbcL_998R, DPrbcL1/DPrbcL7, pB1/pC1, Diat_rbcL_708F/R3, Diat_rbcL_İ/Diat_rbcL_iR ve Diat_rbcL_iF/Diat_rbcL_iR şeklindedir. Diat_rbcL_708F/Diat_rbcL_R3 primeri literatürde en çok kullanılan primer olmasından kaynaklı 2 tekrarlı olarak kurulmuştur. Bu primerde 52 °C zayıf bir bant gözlenmesi yanı sıra istenmeyen aralıklarda bağlanmalar mevcuttur. Diat_rbcL_İ/Diat_rbcL_iR primerinde 58°C zayıf bir bant tespit edilmiştir. RbcL_646F/rbcL_998R primerinde ise 56°C pozitif sonuç alınmıştır (Şekil 4.5).



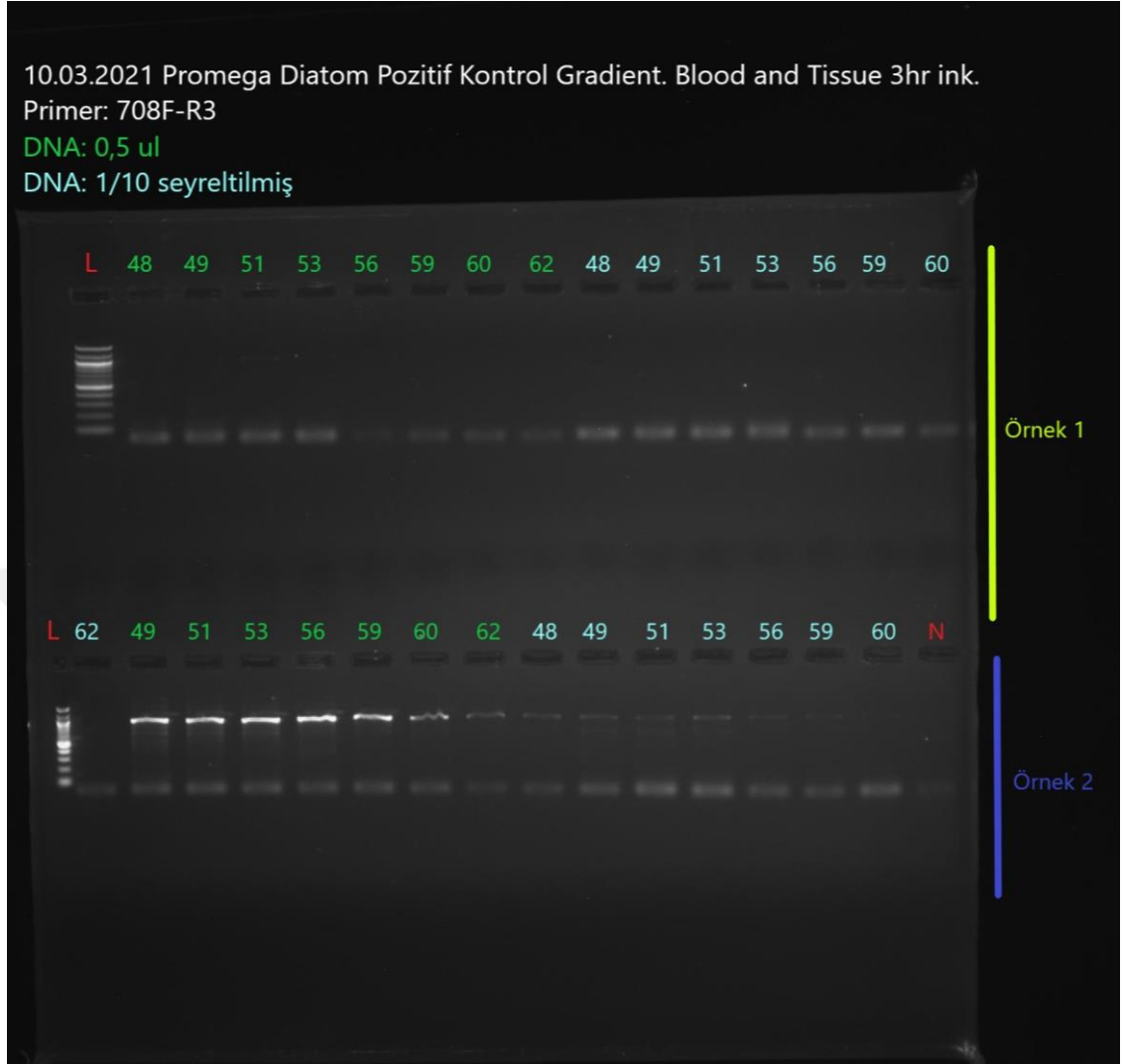
Şekil 4.5 Promega enzimi ve 6 farklı primerlerle kurulan PCR'a ait jel görüntüsü

Daha önce sonuç elde edilen rbcL_646F/rbcL_998R primeri ile daha iyi sonuçların elde edilmesi için optimizasyonlara devam edilmiştir PCR enzimi olarak Promega enzimi kullanılmıştır. Gradient PCR şeklinde kurulmuştur, bağlanma sıcaklığının aralığı 48 °C ile 62 °C olarak belirlenmiştir. Bu PCR optimizasyonunda DNA miktarları ilk gradient için sabit tutulmuş, ikinci gradient için 1/10 oranlarında seyreltilmiştir. Enzim protokolünde yapılan bir diğer farklılık 1,2 µL olan MgCl₂ miktarının 2 µL'ye çıkarılması olmuştur. Toplamda iki farklı örnek ile gradient PCR gerçekleştirilmiştir. Birinci örnekte sonuç alınamamıştır. İkinci örnekte DNA miktarı değiştirilmeden, MgCl₂ miktarı ise artırılması ile 48 °C ile 60 °C arasında pozitif sonuç alınmıştır. DNA'nın seyreltilmesiyle elde edilen sonuçlarda 53 °C ile 56 °C arasında silik bantlar elde edilmiştir (Şekil 4.6).



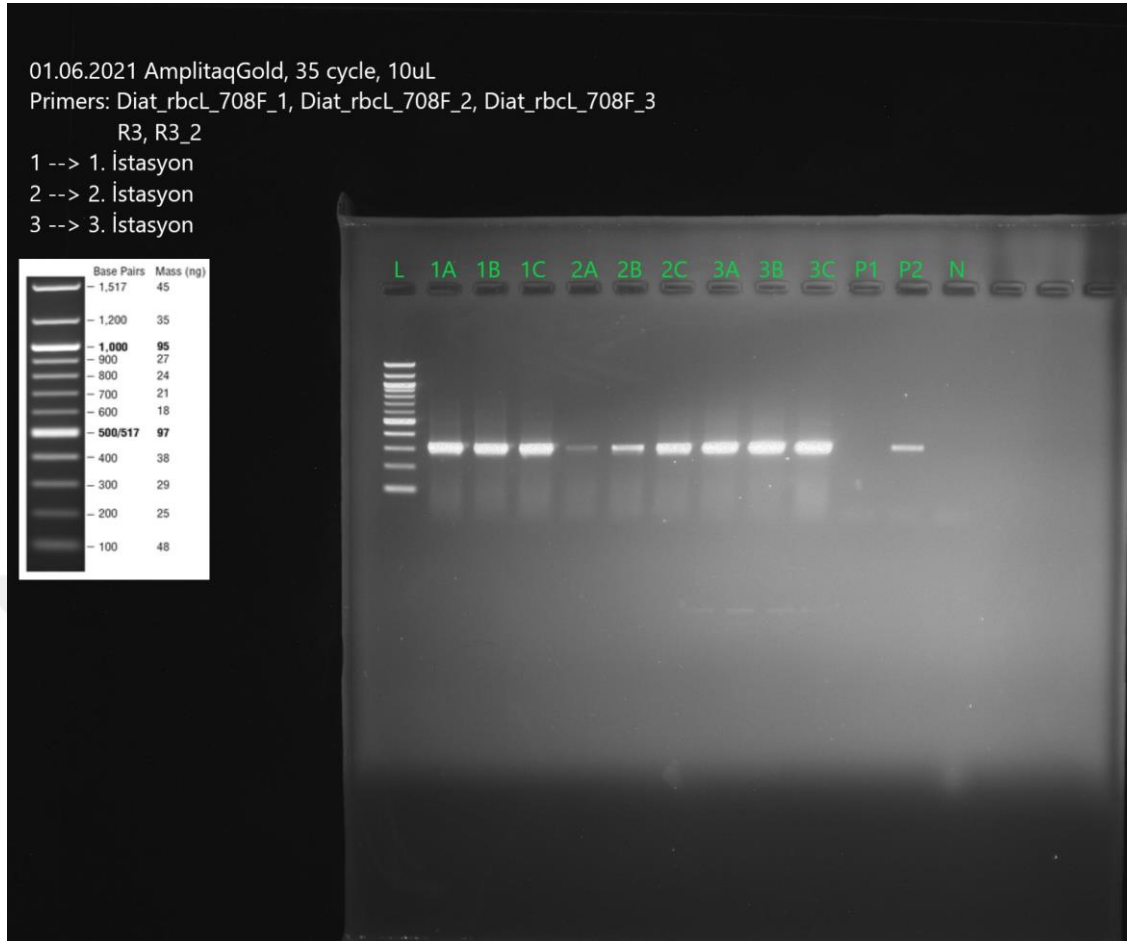
Şekil 4.6 Promega enzimi ve rbcL_646F/rbcL_998R primeri ile kurulan PCR'a ait jel görüntüsü

Daha önce sonuç elde edilen 708F/R3 primeri ile daha iyi sonuçların elde edilmesi için optimizasyonlara devam edilmiştir. PCR enzimi olarak Promega enzimi kullanılmıştır. Gradient PCR şeklinde kurulmuştur, bağlanma sıcaklığının aralığı 48 °C ile 62 °C olarak belirlenmiştir. Bu PCR optimizasyonunda DNA miktarları ilk gradient için sabit tutulmuş, ikinci gradient için 1/10 oranlarında seyreltilmiştir. Enzim protokolünde yapılan bir diğer farklılık 1,2 µL olan MgCl₂ miktarını 2 µL'ye çıkarılması olmuştur. Toplamda iki farklı örnek ile gradient PCR gerçekleştirilmiştir. Birinci örnekte sonuç alınamamıştır. İkinci örnekte DNA miktarı değiştirilmeden, MgCl₂ miktarı ise artırılması ile 49 °C ile 62 °C arasında pozitif sonuç alınmıştır. DNA'nın seyreltilmesiyle elde edilen sonuçlarda 48 °C ile 59 °C arasında silik bantlar elde edilmiştir (Şekil 4.7).



Şekil 4.7 Promega enzimi ve 708F/R3 primeri ile kurulan PCR'a ait jel görüntüsü

Daha önce sonuç elde edilen 708F/R3 primerinin diatomlarda maksimum tür çeşitliliğın yakalanması için daha önce dizayn edilmiş 3 ileri ve 2 geri yönlü primerlere geçiş yapılmıştır. Bu primer ile AmpliTaq Gold enziminde 52 °C ve 35 döngülük bir deneme gerçekleştirilmiştir ve elde edilen en iyi pozitif sonuç olduğu görülmüştür (Şekil 4.8). Bu doğrultuda aynı primerlerin indeksli versiyonları ile bir PCR kurulmuştur. Üç istasyona ait toplam 9 örnekten doğru ürün boyunda pozitif sonuçlar elde edilmiştir. PCR örneklerin eksik kalan hacimlerin tamamlanmasıyla, kütüphane hazırlığı ve dizileme basamağına geçilmiştir.



Şekil 4.8 AmpliTaq gold enzimi ve 708F/R3 primeri ile kurulan PCR'a ait jel görüntüsü

4.4 Kütüphane Hazırlığı Bulguları

Toplamda 3 istasyona ait 9 örnek, üç farklı havuzda birleştirilmiştir. Birinci istasyona ait 1A, 1B, 1C örnekleri bir havuz, ikinci istasyona ait 2A, 2B, 2C örnekleri bir havuz ve üçüncü istasyona ait 3A, 3B, 3C örnekleri bir havuz şeklinde hazırlanmıştır. Örneklerin birleştirilmesi ve havuz oluşturulması sonrası ürünlerin miktar ölçümleri Qubit 3.0 Florometre cihazında gerçekleştirilmiştir (Çizelge 4.6). Analizin gerçekleştirildiği protokol Ek.1'de verilmiştir.

Çizelge 4.6 Üç Farklı istasyona ait qubit ölçüm sonuçları

Örnek Bilgisi	Miktar (ng/μl)
1. İstasyon	44,6
2. İstasyon	43,2
3. İstasyon	48,3

4.5 Biyoinformatik Bulgular

Biyoinformatik iş akışında OBITools (*OBITools* / *OBITools3*, t.y.) ile gerçekleştirilen analizlerin çıktıları doğrudan Geneious Prime programına aktarılması ile NCBI çevrimiçi veri tabanında dizilerin eşleştirilmesi gerçekleştirilmiştir. Tablolarda verilmiş olan OTU'lerin tür isimleri AlgaeBase veri tabanı referans alınarak hazırlanmıştır (Guiry vd., 2014). Ekte yer alan OTU tür tablolarında her bir istasyonun veri tabanı (OTU'ler * ile belirtilmiştir ve veri tabanında puanı en yüksek olan ve ilk sırada görüntülenen organizma seçilmiştir) üzerinden eşleşme yüzdeleri ve okuma sayıları verilmiştir. Çizelgeler (Çizelge 4.7, Çizelge 4.8, Çizelge 4.9, Çizelge 4.10, Çizelge 4.11 ve Çizelge 4.12) belirli filtrelerin uygulanması ve işlenmesi ile elde edilmiştir. Uygulanan filtrelerde birinci filtre, veri tabanı eşleşmelerinin %97'nin altını içerecek şekilde veri setinden çıkarılması olmuştur. İkinci filtre ise 10'un altında kalan bütün okuma sayılarının veri setinden çıkarılmasıdır. Her bir istasyon için OTU tabloları ayrı ayrı oluşturulmuş ve sinonimler dikkate alınmamıştır. Bütün tabloların altında elde edilen toplam organizma sayıları ve toplam okuma sayıları belirtilmiştir. Veri setlerinde diatom dışında tespit edilen dış gruplar da belirtilmiştir. Mavi renkli işaretli olan organizmalar alg gruplarını oluştururken, kırmızı ile işaretli organizmalar ise tespit edilen diğer ökaryotik organizmaları göstermektedir.

Çizelge 4.7 Birinci istasyonda tespit edilen cinslerin OTU listeleri ve okuma sayıları

*Birinci İstasyon Cins İsmi	Okuma Sayısı
Gomphonema	6728
Amphora	6184
Acanthoceras	5304
Nitzschia	3956
Reimeria	2073
Mayamaea	1715
Craticula	1445
Navicula	1144
Diploneis	993
Caloneis	954
Diploneis	923
Lemnicola	729
Melosira	615
Halamphora	602
Planothidium	538
Biddulphia	465
Astartiella	304
Attheya	280
Sellaphora	265
Gomphoneis	262
Placoneis	259
Gyrosigma	257
Cymboppleura	249
Pinnularia	246
Eolimna	199
Neidium	198
Rhoicosphenia	176
Encyonema	168
Rhoicosphenia	168
Eunotia	161
Madinithidium	159
Schizostauron	158
Aneumastus	150
Chaetoceros	142
Fistulifera	135
Rhopalodia	134
Luticola	132
Ulnaria	131
Terpsinoe	130
Berkeleya	129
Cymbella	123

Çizelge 4.7 Birinci istasyonda tespit edilen cinslerin OTU listeleri ve okuma sayıları (devam)

Rhabdonema	119
Chlorophyceae	116
Gomphonella	114
Gogorevia	112
Stauroneis	98
Padina	84
Thalassiosira	63
Odontella	61
Cyclotella	54
Haslea	53
Diatoma	51
Ardissona	49
Seminavis	47
Cylindrotheca	45
Planktosphaeria	43
Desmodesmus	40
Bacillaria	39
Geissleria	35
Psammodictyon	33
Corethron	32
Rhizosolenia	32
Craspedostauros	31
Hariotina	30
Actinocyclus	29
Tryblionella	29
Plagiogramma	28
Cymatopleura	27
Licmophora	26
Neodelphineis	26
Pseudogomphonema	26
Hyalosira	25
Munda	25
Cyclostephanos	24
Perideraion	24
Biremis	22
Opephora	22
Ourococcus	21
Staurosiraceae	20
Delphineis	19
Fallacia	18
Acutodesmus	17
Dimeregramma	17

Çizelge 4.7 Birinci istasyonda tespit edilen cinslerin OTU listeleri ve okuma sayıları (devam)

Nupela	17
Pleurosigma	17
Raphid	17
Rhoicosigma	16
Staurophora	16
Triparma	16
Dorofeyukea	15
Cymatosira	14
Frustulia	14
Hydrosilicon	14
Nautococcus	14
Parlibellus	14
Pauliella	14
Hyalosynedra	13
Rossia	13
Cocconeis	12
Coscinodiscus	12
Entomoneis	12
Hapalidiales	12
Actinoptychus	11
Chlorarachnion	11
Euglena	11
Synedra	11
Toplam Cins Sayısı: 106	
Toplam Okuma Sayısı: 41185	
Alg	
Diğer Ökaryotlar	

Çizelge 4.8 Birinci istasyona ait OTU listelerinin tür eşleşmeleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014)

*Birinci İstasyon Tür İsmi	Okuma Sayısı	Veri Tabanı Eşleşme Oranı (%)
<i>Amphora copulata</i> (Kützinger) Schoeman & R.E.M.Archibald	4731	100,0%
<i>Nitzschia inconspicua</i> (Grunow)	2639	100,0%
<i>Gomphonema pumilum</i> Grunow	2565	100,0%
<i>Achnanthes minutissimum</i> (Østrup) Compère & Riaux-Gobin	2541	100,0%
<i>Gomphonema capitatum</i> (Ehrenberg) W.Carruthers	1915	100,0%

Çizelge 4.8 Birinci istasyona ait OTU listelerinin tür eşleşmeleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

<i>Reimeria uniseriata</i> S.E.Sala, J.M.Guerrero & M.E.Ferrario	1693	100,0%
<i>Achnanthidium</i> sp.	1393	100,0%
<i>Mayamaea permitis</i> (Hustedt) Lange-Bertalot	1161	100,0%
<i>Diploneis</i> sp.	891	100,0%
<i>Diploneis vacillans</i> Zanon	854	100,0%
<i>Caloneis amphisbaena</i> (Schumann) Cleve	802	100,0%
<i>Lemnicola hungarica</i> (Grunow) Round & Basson	729	100,0%
<i>Craticula cuspidata</i> (Meister) D.B.Czarnecki	672	100,0%
<i>Melosira varians</i> C.Agardh	604	100,0%
<i>Craticula ambigua</i> (Ehrenberg) D.G.Mann	562	100,0%
<i>Mayamaea atomus</i> (Kützing) Lange-Bertalot	536	100,0%
<i>Halamphora borealis</i> (Kützing) Levkov	533	100,0%
<i>Amphora</i> cf.	490	100,0%
<i>Gomphonema truncatum</i> N.Filarszky	483	100,0%
<i>Nitzschia</i> sp.	465	100,0%
<i>Achnanthidium pyrenaicum</i> (Hustedt) H.Kobayasi	424	100,0%
<i>Achnanthidium reimeri</i> (Camburn) Ponader & Potapova	391	100,0%
<i>Gomphonema parvulum</i> A.Mayer	389	100,0%
<i>Reimeria sinuata</i> (W.Gregory) Kociolek & Stoermer	380	100,0%
<i>Gomphonema diminutum</i> B.Karthick & Kociolek	373	100,0%
<i>Amphora</i> sp.	314	100,0%
<i>Gomphonema parvulum</i> Lange-Bertalot & E.Reichardt	276	100,0%
<i>Gyrosigma</i> sp.	257	100,0%
<i>Biddulphia alternans</i> K.S.Mereschkowsky	252	100,0%
<i>Planothidium cryptolanceolatum</i> R.Jahn & N.Abarca	236	100,0%
<i>Astartiella</i> sp.	235	100,0%
<i>Gomphonema subclavatum</i> (Grunow) Grunow	220	100,0%
<i>Biddulphia</i> cf.	213	100,0%
<i>Craticula</i> sp.	211	100,0%
<i>Navicula</i> sp.	203	100,0%
<i>Navicula cryptocephala</i> Kützing	201	100,0%
<i>Pinnularia borealis</i> Ehrenberg	199	100,0%
<i>Sellaphora pupula</i> (Kützing) Mereschkowsky	188	100,0%
<i>Achnanthidium saprophilum</i> (H.Kobayashi & Mayama) Round & Bukhtiyarova	186	100,0%
<i>Nitzschia</i> cf.	185	100,0%

Çizelge 4.8 Birinci istasyona ait OTU listelerinin tür eşleşmeleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

<i>Rhoicosphenia cf.</i>	176	100,0%
<i>Gomphoneis minuta</i> (Stone) Kociolek & Stoermer	170	100,0%
<i>Gomphonema sp.</i>	170	100,0%
<i>Rhoicosphenia abbreviata</i> (C.Agardh) Lange-Bertalot	168	100,0%
<i>Planothidium lanceolatum</i> (Brébisson ex Kützing) Lange-Bertalot	161	100,0%
<i>Attheya longicornis</i> R.M.Crawford & C.Gardner	160	100,0%
<i>Nitzschia dissipata</i> (Kützing) Rabenhorst	160	100,0%
<i>Madinithidium vietnamica</i> Kulikovskiy, Andreeva, Maltsev & Kociolek	159	100,0%
<i>Cymboppleura subcuspidata</i> (Krammer) Krammer	148	100,0%
<i>Amphora indistincta</i> Levkov	141	100,0%
<i>Navicula cf.</i>	141	100,0%
<i>Neidium amphigomphus</i> (Ehrenberg) Pfitzer	135	100,0%
<i>Placoneis elginensis</i> (W.Gregory) E.J.Cox	133	100,0%
<i>Luticola ventricosa</i> (Kützing) D.G.Mann	132	100,0%
<i>Amphora helenensis</i> M.H.Giffen	131	100,0%
<i>Berkeleya sp.</i>	129	100,0%
<i>Planothidium caputium</i> J.Zimmermann & R.Jahn	129	100,0%
<i>Gomphonema clavatuloides</i> Rimet, D.G.Mann, Trobajo & N.Abarca	125	100,0%
<i>Attheya septentrionalis</i> (Østrup) R.M.Crawford	120	100,0%
<i>Navicula gregaria</i> Donkin	120	100,0%
<i>Rhabdonema sp.</i>	119	100,0%
<i>Terpsinoë americana</i> (Bailey) Ralfs	119	100,0%
<i>Eunotia sp.</i>	118	100,0%
<i>Chlorophyceae sp.</i>	116	100,0%
<i>Fistulifera saprophila</i> (Lange-Bertalot & Bonik) Lange-Bertalot	114	100,0%
<i>Amphora ovalis</i> (Kützing) Kützing	107	100,0%
<i>Eolimna sp.</i>	104	100,0%
<i>Diploneis cf.</i>	102	100,0%
<i>Achnanthidium digitatum</i> Pinseel, Vanormelingen, Hamilton & Van de Vijver	99	100,0%
<i>Navicula tripunctata</i> (O.F.Müller) Bory	94	100,0%
<i>Achnanthidium ovatum</i> T.Watanabe & Tuji	92	100,0%
<i>Gomphoneis sp.</i>	92	100,0%
<i>Nitzschia heufleriana</i> Grunow	92	100,0%
<i>Amphora pediculus</i> (Kützing) Grunow	91	100,0%
<i>Caloneis fontinalis</i> (Grunow) A.Cleve	90	100,0%

Çizelge 4.8 Birinci istasyona ait OTU listelerinin tür eşleşmeleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

<i>Gomphonella olivacea</i> (Hornemann) Rabenhorst	89	100,0%
<i>Achnanthidium cf.</i>	88	100,0%
<i>Ulnaria sp.</i>	88	100,0%
<i>Encyonema minutum</i> (Hilse) D.G.Mann	84	99,6%
<i>Nitzschia linearis</i> W.Smith	80	99,3%
<i>Cymbopleura sp.</i>	77	99,3%
<i>Placoneis cattiensis</i> Glushchenko, Kezlya, A.Kulikovskiy & Kociolek	73	99,2%
<i>Astartiella bornmanii</i> Górecka, Dabec & Witkowski	69	99,2%
<i>Diploneis subovalis</i> Cleve	69	99,2%
<i>Gogorevia rinatii</i> Kulikovskiy, Glushchenko, Maltsev & Kociolek	68	99,2%
<i>Schizostauron sp.</i>	67	99,2%
<i>Encyonema silesiacum</i> (Bleisch) D.G.Mann	66	99,2%
<i>Navicula lanceolata</i> (C.Agardh) Kützing	66	99,2%
<i>Aneumastus stroesei</i> (Østrup) D.G.Mann	63	99,2%
<i>Amphora fusca</i> A.W.F.Schmidt	61	99,2%
<i>Odontella mobiliensis</i> (Bailey) Grunow	61	99,2%
<i>Eolimna minima</i> (Grunow) Lange-Bertalot	58	99,2%
<i>Navicula bottnica</i> Grunow	57	99,2%
<i>Nitzschia supralitorea</i> Lange-Bertalot	57	99,2%
<i>Rhopalodia sp.</i>	56	99,2%
<i>Chaetoceros cf.</i>	55	99,2%
<i>Schizostauron rawaii</i> Górecka, Ashworth, Sabir & Witkowski	55	99,2%
<i>Placoneis cf.</i>	53	99,2%
<i>Gomphonema augur</i> Ehrenberg	52	99,2%
<i>Rhopalodia gibba</i> (Ehrenberg) O.Müller	52	99,2%
<i>Naviculales sp.</i>	48	99,2%
<i>Neidium hitchcockii</i> (Ehrenberg) Cleve	48	99,2%
<i>Pinnularia sp.</i>	47	99,2%
<i>Cylindrotheca closterium</i> (Ehrenberg) Reimann & J.C.Lewin	45	99,1%
<i>Stauroneis gracilis</i> Ehrenberg	45	99,1%
<i>Gogorevia ovalis</i> Kulikovskiy, Glushchenko, Maltsev & Kociolek	44	99,1%
<i>Gomphonema pseudoaugur</i> Lange-Bertalot	44	99,0%
<i>Padina okinawaensis</i> Ni-Ni-Win, S.Arai & H.Kawai	44	99,0%
<i>Cymbella affinis</i> Kützing	43	99,0%
<i>Planktosphaeria maxima</i> H.W.Bischoff & Bold	43	99,0%

Çizelge 4.8 Birinci istasyona ait OTU listelerinin tür eşleşmeleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

<i>Ulnaria ulna</i> (Nitzsch) Compère	43	99,0%
<i>Amphora allanta</i> M.H.Hohn & J.Hellerman	42	99,0%
<i>Cyclotella meneghiniana</i> Kützing	42	99,0%
<i>Halamphora pellicula</i> J.G.Stepanek & Kociolek	41	99,0%
<i>Chaetoceros curvisetus</i> Cleve	40	99,0%
<i>Haslea nipkowii</i> (Meister) M.Poulin & G.Massé	40	99,0%
<i>Bacillaria</i> sp.	39	99,0%
<i>Navicula salinicola</i> Hustedt	39	99,0%
<i>Caloneis</i> sp.	37	99,0%
<i>Eolimna subminuscula</i> (Manguin) Gerd Moser, Lange-Bertalot & Metzeltin	37	99,0%
<i>Navicula trivialis</i> Lange-Bertalot	37	99,0%
<i>Schizostauron trachyderma</i> (F.Meister) Górecka, Riaux-Gobin & Witkowski	36	99,0%
<i>Sellaphora baicalominima</i> (Kulikovskiy, Lange-Bertalot & Khursevich) C.E.Wetzel, Beauger & Ector	36	99,0%
<i>Nitzschia volvendirostrata</i> Ashworth, Dabek & Witkowski	35	99,0%
<i>Ardissonaea crystallina</i> (C.Agardh) Grunow	34	99,0%
<i>Chaetoceros concavicornis</i> L.A.Mangin	32	99,0%
<i>Corethron</i> sp.	32	99,0%
<i>Navicula salinarum</i> Grunow	31	99,0%
<i>Nitzschia sigmoidea</i> (Nitzsch) W.Smith	31	99,0%
<i>Navicula agatae</i> Witkowski, Lange-Bertalot & Metzeltin	30	99,0%
<i>Achnantheidium straubianum</i> (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot	30	98,9%
<i>Hariotina reticulata</i> P.A.Dangeard	30	98,9%
<i>Navicula cryptotenella</i> Lange-Bertalot	29	98,9%
<i>Actinocyclus</i> sp.	29	98,8%
<i>Tryblionella apiculata</i> W.Gregory	29	98,8%
<i>Amphora affinis</i> Kützing	28	98,8%
<i>Halamphora pseudoholsatica</i> (T.Nagumo & H.Kobayasi) J.G.Stepanek & Kociolek	28	98,8%
<i>Aneumastus subapiculatus</i> Z.Levkov & T.Nakov	28	98,7%
<i>Padina durvillei</i> Bory	28	98,7%
<i>Plagiogramma</i> sp.	28	98,7%
<i>Seminavis</i> sp.	28	98,6%
<i>Nitzschia amphibia</i> Grunow	27	98,5%
<i>Stauroneis</i> sp.	27	98,5%

Çizelge 4.8 Birinci istasyona ait OTU listelerinin tür eşleşmeleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

<i>Stauroneis heinii</i> Lange-Bertalot & Krammer	26	98,5%
<i>Neodelphineis</i> sp.	26	98,4%
<i>Nitzschia</i> aff.	26	98,4%
<i>Pseudogomphonema</i> sp.	26	98,4%
<i>Rhopalodia</i> cf.	26	98,4%
<i>Caloneis silicula</i> var. <i>truncata</i> (Kützing) Meister	25	98,4%
<i>Gomphonella tegelensis</i> (R.Jahn & N.Abarca) R.Jahn & N.Abarca	25	98,4%
<i>Munda aquilonaris</i> (Skuja) R.Amaral, K.P.Fawley, Nemcová, T.Sevcíková, A.Lukesová, M.W.Fawley, L.M.A.Santos & M.Eliás	25	98,4%
<i>Nitzschia palea</i> (Kützing) W.Smith	25	98,4%
<i>Nitzschia schefferae</i> Lobban, M.Ashworth, Calaor & Theriot	25	98,4%
<i>Cyclostephanos</i> sp.	24	98,4%
<i>Nitzschia fonticola</i> (Grunow) Grunow	24	98,4%
<i>Perideraion</i> cf.	24	98,4%
<i>Cymboppleura naviculiformis</i> (Auerswald ex Heiberg) Krammer	24	98,3%
<i>Achnantheidium catenatum</i> (Bily & Marvan) Lange- Bertalot	23	98,3%
<i>Biremis</i> sp.	22	98,2%
<i>Cymbella helvetica</i> Kützing	22	98,2%
<i>Geissleria frolikhiensis</i> M.Kulikovskiy, E.Gusev, S.Andreeva & N.Annenkova	22	98,2%
<i>Opephora</i> sp.	22	98,2%
<i>Gomphonema intricatum</i> Kützing	21	98,2%
<i>Navicula veneta</i> Kützing	21	98,2%
<i>Ourococcus multisporus</i> H.W.Bischoff & Bold	21	98,2%
<i>Fistulifera solaris</i> S.Mayama, M.Matsumoto, K.Nemoto & T.Tanaka	21	98,1%
<i>Aneumastus rostratus</i> (Hustedt) Lange-Bertalot	20	98,1%
<i>Aneumastus tusculus</i> (Ehrenberg) D.G.Mann & A.J.Stickle	20	98,1%
<i>Craspedostauros</i> sp.	20	98,1%
<i>Eunotia parapectinalis</i> Lange-Bertalot & U.Rumrich	20	98,1%
<i>Gomphonema acuminatum</i> Ehrenberg	20	98,1%
<i>Staurosiraceae</i> sp.	20	98,1%
<i>Amphora</i> aff.	19	98,1%
<i>Gomphonema rosenstockianum</i> Lange-Bertalot & Reichardt	19	98,1%

Çizelge 4.8 Birinci istasyona ait OTU listelerinin tür eşleşmeleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

<i>Aneumastus macedonicus</i> Z.Levkov	19	98,0%
<i>Delphineis</i> sp.	19	98,0%
<i>Gomphonema lagenula</i> Kützing	19	98,0%
<i>Gomphonema narodoense</i> R.Jahn, Abarca, J. Zimmermann & Enke	19	98,0%
<i>Rhizosolenia setigera</i> Brightwell	19	98,0%
<i>Seminavis robusta</i> D.B.Danielidis & D.G.Mann	19	98,0%
<i>Cymbella tumida</i> (Brébisson) Van Heurck	18	98,0%
<i>Encyonema ventricosum</i> (C.Agardh) Grunow	18	98,0%
<i>Fallacia</i> cf.	18	98,0%
<i>Mayamaea terrestris</i> N.Abarca & R.Jahn	18	98,0%
<i>Nitzschia asteropeae</i> Lobban, M.Ashworth, Calaor & Theriot	18	98,0%
<i>Psammothidium subatomoides</i> (Hustedt) Bukhtiyarova & Round	18	98,0%
<i>Thalassiosira gravis</i> Cleve	18	98,0%
<i>Thalassiosira pseudonana</i> Hasle & Heimdal	18	98,0%
<i>Gomphonema bourbonense</i> E.Reichardt	18	97,9%
<i>Acutodesmus deserticola</i> E.Hegewald, C.Bock & Krienitz	17	97,9%
<i>Nitzschia taygeteae</i> Lobban, M.Ashworth, Calaor & Theriot	17	97,9%
<i>Dimeregramma</i> cf.	17	97,8%
<i>Nupela indonesica</i> M.S.Kulikovskiy, Y.I.Maltsev, Glushchenko & Kociolek	17	97,8%
<i>Sellaphora blackfordensis</i> D.G.Mann & S.Droop	17	97,8%
<i>Pleurosigma</i> sp.	17	97,7%
<i>Amphora lativentralis</i> J.G.Stepanek & Kociolek	16	97,7%
<i>Cymatopleura solea</i> (Brébisson) W.Smith	16	97,7%
<i>Rhoicosigma</i> sp.	16	97,7%
<i>Staurophora</i> sp.	16	97,7%
<i>Triparma retinervis</i> B.C.Booth	16	97,7%
<i>Diatoma tenuis</i> C.Agardh	16	97,6%
<i>Ardissonaea baculus</i>	15	97,6%
<i>Licmophora normaniana</i> (Greville) Wahrer	15	97,6%
<i>Navicula rhynchotella</i> Lange-Bertalot	15	97,6%
<i>Psammodictyon</i> sp.	15	97,6%
<i>Chaetoceros rotoporus</i> Y.Li, Lundholm & Moestrup	15	97,5%
<i>Cymbella cistula</i> (Ehrenberg) O.Kirchner	15	97,5%

Çizelge 4.8 Birinci istasyona ait OTU listelerinin tür eşleşmeleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

<i>Dorofeyukea kotschy</i> (Grunow) Kulikovskiy, Kociolek, Tusset & T.Ludwig	15	97,5%
<i>Neidium</i> sp.	15	97,5%
<i>Desmodesmus maximus</i> (West & G.S.West) Hegewald	14	97,5%
<i>Frustulia krammeri</i> Lange-Bertalot & Metzeltin	14	97,5%
<i>Parlibellus</i> sp.	14	97,5%
<i>Cymatosira lorenziana</i> Grunow	14	97,4%
<i>Hydrosilicon mitra</i> Brun	14	97,4%
<i>Nautococcus soluta</i> Archibald	14	97,4%
<i>Pauliella taeniata</i> (Grunow) Round & Basson	14	97,4%
<i>Thalassiosira bioculata</i> (Grunow) Ostefeld	14	97,4%
<i>Achnantheidium rivulare</i> Potapova & Ponader	14	97,3%
<i>Desmodesmus pseudoserratus</i> M.Fawley, K.Fawley & E.Hegewald	14	97,3%
<i>Nitzschia reskoi</i>	14	97,3%
<i>Geissleria decussis</i> (Østrup) Lange-Bertalot & Metzeltin	13	97,3%
<i>Haslea pseudostrearia</i> Massé, Rincé & E.J.Cox	13	97,3%
<i>Rhizosolenia imbricata</i> Brightwell	13	97,3%
<i>Rossia</i> sp.	13	97,3%
<i>Thalassiosira nodulolineata</i> (Hendey) Hasle & Fryxell	13	97,3%
<i>Amphora proteoides</i> Hustedt	13	97,2%
<i>Cymbella compacta</i> Østrup	13	97,2%
<i>Hyalosira delicatula</i> Kützing	13	97,2%
<i>Nitzschia curvirostris</i> Cleve	13	97,2%
<i>Hyalosynedra laevigata</i> (Grunow) D.M.Williams & Round	13	97,1%
<i>Achnantheidium kranzii</i> (Lange-Bertalot) Round & Bukhtiyarova	12	97,1%
<i>Cocconeis</i> cf.	12	97,1%
<i>Coscinodiscus wailesii</i> Gran & Angst	12	97,1%
<i>Cyclotella pseudostelligera</i> Hustedt	12	97,1%
<i>Cymbella stuxbergii</i> (Cleve)	12	97,1%
<i>Desmodesmus communis</i> (E.Hegewald) E.Hegewald	12	97,1%
<i>Diatoma moniliformis</i> (Kützing) D.M.Williams	12	97,1%
<i>Entomoneis</i> sp.	12	97,1%
<i>Eunotia minor</i> (Kützing) Grunow	12	97,1%
<i>Hapalidiales</i> sp.	12	97,1%
<i>Hyalosira interrupta</i> (Ehrenberg) J.N.Navarro	12	97,1%

Çizelge 4.8 Birinci istasyona ait OTU listelerinin tür eşleşmeleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

<i>Navicula cryptotenelloides</i> Lange-Bertalot	12	97,1%
<i>Nitzschia bergii</i> A.Cleve	12	97,1%
<i>Padina lata</i> Ni-Ni-Win, M.Tokeshi & H.Kawai	12	97,1%
<i>Planothidium frequentissimum</i> (Lange-Bertalot)		
Lange-Bertalot	12	97,1%
<i>Sellaphora seminulum</i> (Grunow) D.G.Mann	12	97,1%
<i>Sellaphora</i> sp.	12	97,1%
<i>Chlorarachnion reptans</i> Geitler	11	97,1%
<i>Euglena myxocylindracea</i>	11	97,1%
<i>Acanthoceras zachariasii</i> (Brun) Simonsen	11	97,0%
<i>Actinoptychus splendens</i> (Shadbolt) Ralfs	11	97,0%
<i>Craspedostauros alyoubii</i> J.Sabir & M.P.Ashworth	11	97,0%
<i>Cymatopleura elliptica</i> (Brébisson) W.Smith	11	97,0%
<i>Eunotia bilunaris</i> (Ehrenberg) Schaarschmidt	11	97,0%
<i>Licmophora</i> sp.	11	97,0%
<i>Melosira lineata</i> (Dillwyn) C.Agardh	11	97,0%
<i>Nitzschia microcephala</i> Grunow	11	97,0%
<i>Synedra</i> sp.	11	97,0%
<i>Terpsinoë musica</i> Ehrenberg	11	97,0%
Toplam Tür Sayısı: 259		
Toplam Okuma Sayısı: 41185		
Alg		
Diğer Ökaryotlar		

Çizelge 4.9 İkinci istasyonda tespit edilen cinslerin OTU listeleri ve okuma sayıları

*İkinci İstasyon Cins İsmi	Okuma Sayısı
Achnanthidium	21482
Ulnaria	4838
Gomphonema	2460
Encyonema	2160
Nitzschia	2042
Diploneis	1259
Cymbella	1205
Reimeria	762
Navicula	610
Luticola	605
Rhopalodia	466
Amphora	445
Eunotia	420

Çizelge 4.9 İkinci istasyonda tespit edilen cinslerin OTU listeleri ve okuma sayıları (devam)

Encyonema	413
Synedra	408
Chaetoceros	403
Attheya	383
Neodelphineis	374
Caloneis	346
Urosolenia	345
Fragilaria	321
Mayamaea	316
Terpsinoe	301
Rhoicosphenia	299
Neidium	263
Aneumastus	259
Sellaphora	245
Delphineis	240
Gomphonella	217
Cymbopleura	207
Licmophora	187
Biddulphia	173
Cyclotella	164
Placoneis	154
Halamphora	152
Gomphoneis	144
Pinnularia	135
Melosira	133
Eolimna	117
Hyalosynedra	112
Ardissonea	100
Planothidium	99
Fistulifera	98
Lithodesmium	98
Seminavis	98
Desmodesmus	90
Eolimna	71
Gyrosigma	69
Scoliopleura	61
Rossithidium	60
Munda	59
Diatom	56
Asterionella	51
Helicotheca	50
Schimmelmannia	49
Astartiella	48

Çizelge 4.9 İkinci istasyonda tespit edilen cinslerin OTU listeleri ve okuma sayıları (devam)

Stictocyclus	47
Cyclostephanos	43
Psammothidium	43
Achnanthes	41
Staurosiraceae	41
Chrysowaernella	39
Cylindrotheca	38
Rhodonematella	38
Surirella	38
Plagiogramma	37
Acutodesmus	36
Hyalosira	36
Odontella	36
Chlorarachnion	34
Euglena	33
Neomonodaceae	33
Schizostauron	33
Entomoneis	32
Opephora	32
Psammodictyon	31
Rhabdonema	31
Verosphacella	29
Biremis	27
Protoraphis	27
Stauroneis	27
Ceramium	26
Dimeregramma	26
Geissleria	24
Gogorevia	24
Bossiella	22
Acanthoceras	20
Mediopyxis	20
Ophiocytium	20
Padina	20
Tsengia	20
Rhizosolenia	19
Durinskia	18
Nupela	17
Craspedostauros	16
Cymatopleura	16
Bacillaria	15
Epithemia	15
Eunotogramma	15

Çizelge 4.9 İkinci istasyonda tespit edilen cinslerin OTU listeleri ve okuma sayıları (devam)

Gyrosigma	15
Hydroclathrus	15
Pauliella	15
Fallacia	14
Scenedesmus	14
Toplam Cins Sayısı: 104	
Toplam Okuma Numarası: 48123	
Alg	
Diğer Ökaryot	

Çizelge 4.10 İkinci istasyona ait OTU listelerinin tür isimleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014)

*İkinci İstasyon Tür İsmi	Okuma Sayısı	Veri Tabanı Eşleşme Oranı (%)
<i>Achnantheidium minutissimum</i> (Kützinger) Czarnecki	14004	100,0%
<i>Achnantheidium</i> sp.	5469	100,0%
<i>Ulnaria</i> sp.	3447	100,0%
<i>Ulnaria ulna</i> (Nitzsch) Compère	1347	100,0%
<i>Achnantheidium pyrenaicum</i> (Hustedt) H.Kobayasi	999	100,0%
<i>Encyonema minutum</i> (Hilse) D.G.Mann	977	100,0%
<i>Gomphonema capitatum</i> Ehrenberg	970	100,0%
<i>Encyonema silesiacum</i> (Bleisch) D.G.Mann	942	100,0%
<i>Gomphonema pumilum</i> (Grunow) E.Reichardt & Lange-Bertalot	671	100,0%
<i>Reimeria uniseriata</i> S.E.Sala, J.M.Guerrero & M.E.Ferrario	646	100,0%
<i>Diploneis</i> sp.	640	100,0%
<i>Cymbella affinis</i> Kützinger	637	100,0%
<i>Luticola ventricosa</i> (Kützinger) D.G.Mann	529	100,0%
<i>Diploneis vacillans</i> (A.W.F.Schmidt) Cleve	456	100,0%
<i>Encyonema</i> cf.	413	100,0%
<i>Nitzschia</i> sp.	396	100,0%
<i>Neodelphineis</i> sp.	374	100,0%
<i>Urosolenia eriensis</i> (H.L.Smith) Round & R.M.Crawford	345	100,0%
<i>Attheya septentrionalis</i> (Østrup) R.M.Crawford	332	100,0%
<i>Terpsinoë americana</i> (Bailey) Ralfs	301	100,0%
<i>Rhoicosphenia</i> cf.	299	100,0%

Çizelge 4.10 İkinci istasyona ait OTU listelerinin tür isimleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

<i>Nitzschia cf.</i>	284	100,0%
<i>Nitzschia volvendirostrata</i> Ashworth, Dabek & Witkowski	274	100,0%
<i>Achnanthidium digitatum</i> Pinseel, Vanormelingen, Hamilton & Van de Vijver	270	100,0%
<i>Rhopalodia gibba</i> (Ehrenberg) O.Müller	270	100,0%
<i>Caloneis amphisbaena</i> (Bory) Cleve	261	100,0%
<i>Delphineis sp.</i>	240	100,0%
<i>Gomphonema acuminatum</i> Ehrenberg	239	100,0%
<i>Navicula sp.</i>	218	100,0%
<i>Gomphonella olivacea</i> (Hornemann) Rabenhorst	217	100,0%
<i>Chaetoceros curvisetus</i> Cleve	213	100,0%
<i>Mayamaea permitis</i> (Hustedt) K.Bruder & Medlin	211	100,0%
<i>Nitzschia inconspicua</i> Grunow	208	100,0%
<i>Neidium amphigomphus</i> (Ehrenberg) Pfitzer	207	100,0%
<i>Sellaphora pupula</i> (Kützing) Mereschkovsky	205	100,0%
<i>Amphora copulata</i> (Kützing) Schoeman & R.E.M.Archibald	199	100,0%
<i>Synedra sp.</i>	190	100,0%
<i>Cymbella helvetica</i> Kützing	171	100,0%
<i>Eunotia sp.</i>	168	100,0%
<i>Achnanthidium straubianum</i> (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot	165	100,0%
<i>Achnanthidium cf.</i>	164	100,0%
<i>Achnanthidium saprophilum</i> (H.Kobayashi & Mayama) Round & Bukhtiyarova	160	100,0%
<i>Navicula cryptocephala</i> Kützing	154	100,0%
<i>Eunotia parapectinalis</i> Lange-Bertalot & U.Rumrich	153	100,0%
<i>Eustigmatophyceae sp.</i>	149	100,0%
<i>Chaetoceros concavicornis</i> L.A.Mangin	145	100,0%
<i>Gomphonema truncatum</i> Ehrenberg	139	100,0%
<i>Synedra ulna</i> (Nitzsch) Ehrenberg	139	100,0%
<i>Halamphora borealis</i> (Kützing) Levkov	131	100,0%
<i>Cyclotella meneghiniana</i> Kützing	130	100,0%
<i>Achnanthidium catenatum</i> (Bily & Marvan) Lange-Bertalot	129	100,0%
<i>Cymbella tumida</i> (Brébisson) Van Heurck	129	100,0%
<i>Nitzschia palea</i> (Kützing) W.Smith	128	100,0%
<i>Eolimna sp.</i>	117	100,0%
<i>Reimeria sinuata</i> (W.Gregory) Kociolek & Stoermer	116	100,0%
<i>Cymboplectura subcuspidata</i> (Krammer) Krammer	114	100,0%
<i>Gomphonema minutum</i> (C.Agardh) C.Agardh	114	100,0%

Çizelge 4.10 İkinci istasyona ait OTU listelerinin tür isimleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

<i>Encyonema ventricosum</i> (C.Agardh) Grunow	112	100,0%
<i>Hyalosynedra laevigata</i> (Grunow) D.M.Williams & Round	112	100,0%
<i>Biddulphia alternans</i> (Bailey) Van Heurck	111	100,0%
<i>Fragilaria rumpens</i> (Kützing) G.W.F.Carlson	111	100,0%
<i>Mayamaea atomus</i> (Kützing) Lange-Bertalot	105	100,0%
<i>Nitzschia supralitorea</i> Lange-Bertalot	102	100,0%
<i>Ardissonaea crystallina</i> (C.Agardh) Grunow	100	100,0%
<i>Lithodesmium intricatum</i> Ehrenberg	98	100,0%
<i>Gomphoneis minuta</i> (Stone) Kociolek & Stoermer	94	100,0%
<i>Cymbella compacta</i> Østrup	91	100,0%
<i>Diploneis cf.</i>	88	100,0%
<i>Melosira varians</i> C.Agardh	87	100,0%
<i>Nitzschia longissima</i> (Brébisson) Ralfs	86	99,3%
<i>Fistulifera saprophila</i> (Lange-Bertalot & Bonik) Lange-Bertalot	84	99,3%
<i>Rhopalodia cf.</i>	82	99,3%
<i>Rhopalodia contorta</i> Hustedt	81	99,2%
<i>Licmophora colosalis</i> Belando, Aboal & Jiménez	80	99,2%
<i>Synedra acus</i> Kützing	79	99,2%
<i>Gomphonema sp.</i>	76	99,2%
<i>Luticola sparsipunctata</i> Levkov, Metzeltin & A.Pavlov	76	99,2%
<i>Diploneis subovalis</i> Cleve	75	99,2%
<i>Fragilaria sp.</i>	73	99,2%
<i>Eolimna minima</i> (Grunow) Lange-Bertalot	71	99,2%
<i>Cymbella lanceolata</i> C.Agardh	70	99,2%
<i>Nitzschia dissipata</i> (Kützing) Rabenhorst	70	99,2%
<i>Gomphonema parvulum</i> (Kützing)	69	99,2%
<i>Gyrosigma sp.</i>	69	99,2%
<i>Eunotia minor</i> (Kützing) Grunow	68	99,2%
<i>Nitzschia linearis</i> W.Smith	67	99,2%
<i>Fragilaria heatherae</i> Kahlert & M.G.Kelly	65	99,1%
<i>Encyonema sp.</i>	64	99,1%
<i>Nitzschia amphibia</i> Grunow	63	99,1%
<i>Cymbopleura sp.</i>	63	99,0%
<i>Aneumastus macedonicus</i> Z.Levkov	62	99,0%
<i>Biddulphia cf.</i>	62	99,0%
<i>Scoliopleura peisonis</i> Grunow	61	99,0%
<i>Rosithidium anastasiae</i> (Kaczmarska) Potapova	60	99,0%
<i>Navicula gregaria</i> Donkin	58	99,0%

Çizelge 4.10 İkinci istasyona ait OTU listelerinin tür isimleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

<i>Aneumastus tusculus</i> (Ehrenberg) D.G.Mann & A.J.Stickle	57	99,0%
<i>Licmophora</i> sp.	57	99,0%
<i>Pinnularia</i> sp.	57	99,0%
<i>Desmodesmus communis</i> (E.Hegewald) E.Hegewald	56	99,0%
<i>Gomphonema saprophilum</i> (Lange-Bertalot & E.Reichardt) Abraca, R.Jahn, J.Zimmermann & Enke	55	99,0%
<i>Placoneis elginensis</i> (W.Gregory) E.J.Cox	55	99,0%
<i>Amphora helenensis</i> M.H.Giffen	54	99,0%
<i>Seminavis</i> sp.	54	98,9%
<i>Gomphonema clavatuloides</i> Rimet, D.G.Mann, Trobajo & N.Abarca	52	98,9%
<i>Asterionella formosa</i> Hassall	51	98,9%
<i>Attheya longicornis</i> R.M.Crawford & C.Gardner	51	98,9%
<i>Navicula</i> cf.	51	98,9%
<i>Cymbella cistula</i> (Ehrenberg) O.Kirchner	50	98,9%
<i>Gomphoneis</i> sp.	50	98,9%
<i>Helicotheca tamesis</i> (Shrubsole) M.Ricard	50	98,9%
<i>Aneumastus rostratus</i> (Hustedt) Lange-Bertalot	48	98,9%
<i>Nitzschia microcephala</i> Grunow	47	98,8%
<i>Stictocyclus stictodiscus</i> (Grunow) R.Ross	47	98,8%
<i>Melosira lineata</i> (Dillwyn) C.Agardh	46	98,8%
<i>Chaetoceros</i> cf.	45	98,8%
<i>Amphora</i> sp.	44	98,7%
<i>Ulnaria acus</i> (Kützing) Aboal	44	98,6%
<i>Seminavis robusta</i> D.B.Danielidis & D.G.Mann	44	98,5%
<i>Cyclostephanos</i> sp.	43	98,5%
<i>Fragilaria agnesiae</i> Kahlert & Rimet	43	98,5%
<i>Nitzschia frustulum</i> (Kützing) Grunow	43	98,4%
<i>Caloneis</i> sp.	42	98,4%
<i>Navicula radiosa</i> Kützing	42	98,4%
<i>Placoneis cattiensis</i> Glushchenko, Kezlya, A.Kulikovskiy & Kociolek	42	98,4%
<i>Achnanthes chlidanos</i> M.H.Hohn & Hellerman	41	98,4%
<i>Gomphonema subclavatum</i> (Grunow) Grunow	41	98,4%
<i>Staurosiraceae</i> sp.	41	98,4%
<i>Pinnularia subanglica</i> Krammer	40	98,4%
<i>Placoneis clementis</i> (Grunow) E.J.Cox	40	98,4%
<i>Amphora</i> cf.	39	98,4%
<i>Chrysowaernella hieroglyphica</i> (Waern) Gayral & Lepailleur ex Gayral & Billard	39	98,4%

Çizelge 4.10 İkinci istasyona ait OTU listelerinin tür isimleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

<i>Cylindrotheca closterium</i> (Ehrenberg) Reimann & J.C.Lewin	38	98,2%
<i>Pinnularia borealis</i> Ehrenberg	38	98,2%
<i>Planothidium lanceolatum</i> (Brébisson ex Kützing) Lange-Bertalot	38	98,2%
<i>Surirella</i> sp.	38	98,2%
<i>Achnantheidium daonense</i> (Lange-Bertalot) Lange-Bertalot, O.Monnier & L.Ector	38	98,1%
<i>Nitzschia schefferae</i> Lobban, M.Ashworth, Calaor & Theriot	38	98,1%
<i>Rhodonematella subimmersa</i> (Setchell & N.L.Gardner) S.L.Clayden & G.W.Saunders	38	98,1%
<i>Achnantheidium rivulare</i> Potapova & Ponader	37	98,0%
<i>Aneumastus</i> sp.	37	98,0%
<i>Munda aquilonaris</i> (Skuja) R.Amaral, K.P.Fawley, Nemcová, T.Sevcíková, A.Lukesová, M.W.Fawley, L.M.A.Santos & M.Eliás	37	98,0%
<i>Plagiogramma</i> sp.	37	98,0%
<i>Acutodesmus deserticola</i> E.Hegewald, C.Bock & Krienitz	36	98,0%
<i>Hyalosira delicatula</i> Kützing	36	98,0%
<i>Navicula veneta</i> Kützing	36	98,0%
<i>Odontella mobiliensis</i> (Bailey) Grunow	36	98,0%
<i>Neidium</i> sp.	35	98,0%
<i>Nitzschia acicularis</i> (Kützing) W.Smith	35	98,0%
<i>Chlorarachnion reptans</i> Geitler	34	98,0%
<i>Cymbella heterogibbosa</i> H.Kobayasi & Mayama	34	98,0%
<i>Desmodesmus maximus</i> (West & G.S.West) Hegewald	34	98,0%
<i>Cymbella triangulum</i> (Ehrenberg) Cleve	34	98,0%
<i>Euglena myxocylindracea</i>	33	98,0%
<i>Neomonodaceae</i> sp.	33	98,0%
<i>Rhopalodia</i> sp.	33	98,0%
<i>Aneumastus subapiculatus</i> Z.Levkov & T.Nakov	32	98,0%
<i>Entomoneis</i> sp.	32	98,0%
<i>Nitzschia paleacea</i> (Grunow)	32	98,0%
<i>Opephora</i> sp.	32	98,0%
<i>Rhabdonema</i> sp.	31	98,0%
<i>Achnantheidium kranzii</i> (Lange-Bertalot) Round & Bukhtiyarova	31	97,9%
<i>Eunotia bilunaris</i> (Ehrenberg) Schaarschmidt	31	97,9%
<i>Nitzschia umbonata</i> (Ehrenberg) Lange-Bertalot	31	97,9%

Çizelge 4.10 İkinci istasyona ait OTU listelerinin tür isimleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

<i>Planothidium cryptolanceolatum</i> R.Jahn & N.Abarca	31	97,9%
<i>Psammodictyon</i> sp.	31	97,8%
<i>Cymboplectura naviculiformis</i> (Auerswald ex Heiberg) Krammer	30	97,8%
<i>Navicula agatae</i> Witkowski, Lange-Bertalot & Metzeltin	30	97,8%
<i>Planothidium caputium</i> J.Zimmermann & R.Jahn	30	97,8%
<i>Fragilaria joachimii</i> Kahlert	29	97,8%
<i>Verosphacella ebrachia</i>	29	97,8%
<i>Amphora ovalis</i> (Kützinger)	27	97,8%
<i>Nitzschia asteropeae</i> Lobban, M.Ashworth, Calaor & Theriot	27	97,8%
<i>Biremis</i> sp.	27	97,7%
<i>Protoraphis atlantica</i> R.A.Gibson	27	97,7%
<i>Psammothidium subatomoides</i> (Hustedt) Bukhtiyarova & Round	27	97,7%
<i>Stauroneis</i> sp.	27	97,7%
<i>Amphora pediculus</i> (Kützinger) Grunow	26	97,7%
<i>Ceramium gaditanum</i> (Clemente) Cremades	26	97,7%
<i>Dimeregramma</i> cf.	26	97,7%
<i>Nitzschia alicae</i> Hlúbíková & Ector	26	97,7%
<i>Sellaphora minima</i> (Grunow)	26	97,7%
<i>Amphora indistincta</i> Levkov	25	97,7%
<i>Astartiella bornmanii</i> Górecka, Dabec & Witkowski	25	97,7%
<i>Caloneis fontinalis</i> (Grunow) A.Cleve	24	97,6%
<i>Geissleria frolikhiensis</i> M.Kulikovskiy, E.Gusev, S.Andreeva & N.Annenkova	24	97,6%
<i>Gogorevia ovalis</i> Kulikovskiy, Glushchenko, Maltsev & Kociolek	24	97,6%
<i>Aneumastus stroesei</i> (Østrup) D.G.Mann	23	97,6%
<i>Astartiella</i> sp.	23	97,6%
<i>Cymbella stuxbergii</i> (Cleve)	23	97,6%
<i>Bossiella frondescens</i> (Postels & Ruprecht) E.Y.Dawson	22	97,6%
<i>Munda</i> sp.	22	97,6%
<i>Halamphora pellicula</i> J.G.Stepanek & Kociolek	21	97,6%
<i>Navicula glaciei</i> Van Heurck	21	97,6%
<i>Neidium hitchcockii</i> (Ehrenberg) Cleve	21	97,6%
<i>Ophiocytium capitatum</i> Wolle	20	97,6%
<i>Acanthoceras zachariasii</i> (Brun) Simonsen	20	97,5%
<i>Mediopyxis</i> sp.	20	97,5%
<i>Padina durvillei</i> Bory	20	97,5%

Çizelge 4.10 İkinci istasyona ait OTU listelerinin tür isimleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

<i>Tsengia sp.</i>	20	97,4%
<i>Caloneis silicula</i> (Ehrenberg) Cleve	19	97,4%
<i>Nitzschia pusilla</i> Grunow	19	97,4%
<i>Rhizosolenia setigera</i> Brightwell	19	97,4%
<i>Cyclotella pseudostelligera</i> Hustedt	18	97,4%
<i>Gomphonema pseudoaugur</i> Lange-Bertalot	18	97,4%
<i>Nitzschia gracilis</i> Hantzsch	18	97,4%
<i>Schimmelmannia benzaiteniana</i> M.Hoshino, C.ino, Kitayama & Kogame	18	97,4%
<i>Durinskia cf.</i>	18	97,3%
<i>Licmophora normaniana</i> (Greville) Wahrer	18	97,3%
<i>Schizostauron rawaii</i> Górecka, Ashworth, Sabir & Witkowski	18	97,3%
<i>Nitzschia heufleriana</i> Grunow	17	97,3%
<i>Nupela indonesica</i> M.S.Kulikovskiy, Y.I.Maltsev, Glushchenko & Kociolek	17	97,3%
<i>Placoneis cf.</i>	17	97,3%
<i>Amphora lativentralis</i> J.G.Stepanek & Kociolek	16	97,2%
<i>Craspedostauros sp.</i>	16	97,2%
<i>Encyonema silesiacum</i> (Bleisch) D.G.Mann	16	97,2%
<i>Gomphonema augur</i> Ehrenberg	16	97,2%
<i>Nitzschia taygeteae</i> Lobban, M.Ashworth, Calaor & Theriot	16	97,2%
<i>Achnanthidium reimeri</i> (Camburn) Ponader & Potapova	16	97,1%
<i>Cyclotella cryptica</i> Reimann, J.C.Lewin & Guillard	16	97,1%
<i>Cymatopleura solea</i> (Brébisson) W.Smith	16	97,1%
<i>Licmophora grandis</i> (Kützing) Grunow	16	97,1%
<i>Licmophora remulus</i> (Grunow) Grunow	16	97,1%
<i>Psammothidium papilio</i> (D.E.Kellogg, Stuiwer, T.B.Kellogg & G.H.Denton) K. Kopalová & B. Van de Vijver	16	97,1%
<i>Schimmelmannia elegans</i> Baardseth	16	97,1%
<i>Bacillaria sp.</i>	15	97,1%
<i>Encyonema macedonicum</i> Z.Levkov, Metzeltin & S.Krstic	15	97,1%
<i>Eunotogramma sp.</i>	15	97,1%
<i>Gyrosigma limosum</i> Sterrenburg & Underwood	15	97,1%
<i>Schizostauron trachyderma</i> (F.Meister) Górecka, Riaux-Gobin & Witkowski	15	97,1%
<i>Amphora vixvisibilis</i> Chunlian Li & Witkowski	15	97,0%
<i>Epithemia turgida</i> (Ehrenberg) Kützing	15	97,0%

Çizelge 4.10 İkinci istasyona ait OTU listelerinin tür isimleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranları (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

<i>Hydroclathrus minutus</i> Santiañez & Kogame	15	97,0%
<i>Nitzschia sigmoidea</i> (Nitzsch) W.Smith	15	97,0%
<i>Pauliella taeniata</i> (Grunow) Round & Basson	15	97,0%
<i>Schimmelmannia plumosa</i> (Setchell) I.A.Abbott	15	97,0%
<i>Fallacia</i> cf.	14	97,0%
<i>Fistulifera solaris</i> S.Mayama, M.Matsumoto, K.Nemoto & T.Tanaka	14	97,0%
<i>Scenedesmus quadricauda</i> Chodat	14	97,0%
<i>Sellaphora</i> cf.	14	97,0%
Toplam Tür Sayısı: 239		
Toplam Okuma Sayısı:48123		
Alg		
Diğer Ökaryotlar		

Çizelge 4.11 Üçüncü istasyonda tespit edilen cinslerin OTU listeleri ve okuma sayıları

*Üçüncü İstasyon Cins İsmi	Okuma Sayısı
Epithemia	11334
Diatoma	1778
Nitzschia	1096
Cyclotella	983
Amphora	379
Nupela	351
Diploneis	349
Thalassiosira	322
Tabularia	312
Gomphonella	288
Gedaniella	280
Navicula	241
Planorhynchium	233
Rhopalodia	194
Fragilaria	173
Cylindrotheca	161
Bacillaria	130
Caloneis	119
Aneumastus	113
Licmophora	101
Pleurosigma	87
Achnanthes	79
Sellaphora	76

Çizelge 4.11 Üçüncü istasyonda tespit edilen cinslerin OTU listeleri ve okuma sayıları (devam)

Neidium	71
Surirella	70
Frustulia	65
Coscinodiscus	58
Taonia	58
Monoraphid	55
Pinnularia	55
Ophiocytium	51
Tryblionella	40
Cymbella	39
Falcula	39
Eunotia	37
Biddulphia	35
Fistulifera	30
Campylodiscus	29
Entomoneis	29
Chaetoceros	28
Verosphacella	28
Ulnaria	25
Cymboppleura	23
Eunotia	23
Skeletonema	23
Virgulinella	21
Haslea	20
Attheya	19
Halamphora	17
Luticola	16
Biremis	15
Ctenophora	15
Didymosphenia	14
Geissleria	14
Stauroneis	14
Staurosira	13
Hyalosira	12
Mastogloia	12
Psammodictyon	12
Durinskia	11
Gelidium	11
Grammonema	11
Hippodonta	11
Hyalosynedra	11
Mayamaea	10

Çizelge 4.11 Üçüncü istasyonda tespit edilen cinslerin OTU listeleri ve okuma sayıları (devam)

Phaeodactylum	10
Toplam Cins Sayısı: 66	
Toplam Okuma Sayısı: 20325	
Alg	
Diğer Ökaryot	

Çizelge 4.12 Üçüncü istasyona ait OTU listelerinin tür isimleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranı (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014)

*Üçüncü İstasyon Tür İsmi	Okuma Sayısı	Veri Tabanı Eşleşme Oranı (%)
Epithemia turgida (Ehrenberg) Kützing	6261	100,00%
Epithemia sorex Kützing	3356	100,00%
Diatoma tenuis C.Agardh	1177	100,00%
Cyclotella meneghiniana Kützing	915	100,00%
Epithemia sp.	807	100,00%
Diatoma moniliformis (Kützing) D.M.Williams	601	100,00%
Epithemia argus (Ehrenberg) Kützing	598	100,00%
Nitzschia palea (Kützing) W.Smith	357	100,00%
Tabularia cf.	300	100,00%
Nupela indonesica M.S.Kulikovskiy, Y.I.Maltsev, Glushchenko & Kociolek	282	100,00%
Gedaniella flavovirens (H.Takano) Chunlian Li, A.Witkowski & M.P.Ashworth	267	100,00%
Nitzschia inconspicua Grunow	246	100,00%
Epithemia hyndmannii W.Smith	174	100,00%
Diploneis sp.	164	100,00%
Fragilaria sp.	163	100,00%

Çizelge 4.12 Üçüncü istasyona ait OTU listelerinin tür isimleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranı (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

Nitzschia cf.	152	100,00%
Epithemia parallela (Grunow) Ruck & Nakov	150	100,00%
Amphora ovalis (Kützing) Kützing	138	100,00%
Thalassiosira cf.	130	100,00%
Diploneis vacillans (A.W.F.Schmidt) Cleve	130	100,00%
Nitzschia sp.	128	100,00%
Gomphonema capitatum Ehrenberg	125	100,00%
Caloneis amphisbaena (Bory) Cleve	120	100,00%
Nitzschia microcephala Grunow	119	100,00%
Rhopalodia sp.	110	100,00%
Thalassiosira pseudonana Hasle & Heimdal	108	100,00%
Rhopalodia gibba (Ehrenberg) O.Müller	96	100,00%
Gomphonella olivacea (Hornemann) Rabenhorst	86	99,30%
Navicula gregaria Donkin	86	99,20%
Navicula sp.	78	99,20%
Bacillaria paxillifera (O.F.Müller) T.Marsson	78	99,20%
Planothidium sp.	77	99,20%
Planothidium suncheonmanense R.Jahn & J.Zimmermann	75	99,20%
Pleurosigma sp.	74	99,20%
Nupela sp.	74	99,20%
Planothidium lanceolatum (Brébisson ex Kützing) Lange-Bertalot	69	99,20%
Amphora helenensis M.H.Giffen	66	99,20%
Frustulia gondwana Lange- Bertalot & Beier	66	99,10%
Amphora sp.	65	99,10%

Çizelge 4.12 Üçüncü istasyona ait OTU listelerinin tür isimleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranı (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

Coscinodiscus wailesii Gran & Angst	59	99,10%
Taonia atomaria (Woodward) J.Agardh	58	99,10%
Aneumastus stroesei (Østrup) D.G.Mann	58	99,00%
Cyclotella cryptica Reimann, J.C.Lewin & Guillard	56	99,00%
Amphora copulata (Kützing) Schoeman & R.E.M.Archibald	55	99,00%
Navicula phyllepta Kützing	54	99,00%
Bacillaria sp.	54	99,00%
Licmophora abbreviata C.Agardh	53	99,00%
Licmophora sp.	51	99,00%
Achnanthidium sp.	50	99,00%
Aneumastus subapiculatus Z.Levkov & T.Nakov	49	99,00%
Gomphonema clavatuloides Rimet, D.G.Mann, Trobajo & N.Abarca	45	99,00%
Pinnularia borealis Ehrenberg	44	99,00%
Thalassiosira delicatula Ostefeld	42	99,00%
Falcula hyalina Takano	41	99,00%
Eunotia bilunaris (Ehrenberg) Schaarschmidt	39	99,00%
Surirella sp.	37	99,00%
Naviculales sp.	36	99,00%
Achnanthidium minutissimum (Kützing) Czarnecki	31	99,00%
Diploneis cf.	30	99,00%
Nitzschia taygeteae Lobban, M.Ashworth, Calaor & Theriot	30	99,00%
Campylodiscus fastuosus Ehrenberg	30	99,00%
Entomoneis sp.	29	99,00%

Çizelge 4.12 Üçüncü istasyona ait OTU listelerinin tür isimleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranı (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

Ophiocytium capitatum Wolle	29	99,00%
Chaetoceros peruvianus Brightwell	29	99,00%
Verosphacella ebrachia	28	98,90%
Diploneis subovalis Cleve	28	98,80%
Ulnaria sp.	27	98,80%
Neidium iridis (Ehrenberg) Cleve	25	98,80%
Cymboppleura subcuspidata (Krammer) Krammer	24	98,70%
Cymbella compacta Østrup	23	98,50%
Eunotia sp.	23	98,40%
itzschia supralitorea Lange- Bertalot	23	98,40%
Sellaphora blackfordensis D.G.Mann & S.Droop	23	98,40%
Surirella angusta Kützing	23	98,40%
Ophiocytium parvulum (Perty) A.Braun	23	98,40%
Virgulinella fragilis	22	98,40%
Haslea nipkowii (Meister) M.Poulin & G.Massé	21	98,30%
Tryblionella apiculata W.Gregory	20	98,20%
Tryblionella hungarica (Grunow) Frenguelli	20	98,20%
Amphora indistincta Levkov	20	98,20%
Biddulphia alternans (Bailey) Van Heurck	19	98,20%
Neidium sp.	19	98,20%
Attheya longicornis R.M.Crawford & C.Gardner	19	98,20%
Nitzschia dissipata (Kützing) Rabenhorst	19	98,10%
Nitzschia biundulata Al- Handal, J.Zimmerman, R.Jahn, Torstensson & A.Wulff	18	98,10%
Planothidium caputium J.Zimmermann & R.Jahn	18	98,00%

Çizelge 4.12 Üçüncü istasyona ait OTU listelerinin tür isimleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranı (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

Sellaphora sp.	18	98,00%
Thalassiosira tumida (Janisch) Hasle	18	98,00%
Halamphora pseudoholsatica (T.Nagumo & H.Kobayasi) J.G.Stepanek & Kociolek	18	98,00%
Nitzschia paleacea (Grunow)	17	98,00%
Biddulphia cf.	17	98,00%
Cymbella helvetica Kützing	16	98,00%
Fistulifera pelliculosa (Kützing) Lange-Bertalot	16	98,00%
Gomphonema augur Ehrenberg	16	98,00%
Luticola ventricosa (Kützing) D.G.Mann	16	98,00%
Amphora fusca A.W.F.Schmidt	16	98,00%
Ctenophora pulchella (Ralfs ex Kützing) D.M.Williams & Round	15	98,00%
Biremis panamae Barka, Witkowski & Weisenborn	15	97,90%
Amphora pediculus (Kützing) Grunow	15	97,80%
Fistulifera saprophila (Lange-Bertalot & Bonik) Lange-Bertalot	14	97,60%
Geissleria decussis (Østrup) Lange-Bertalot & Metzeltin	14	97,60%
Neidium lavoieanum P.B.Hamilton et al.	14	97,60%
Thalassiosira eccentrica (Ehrenberg) Cleve	14	97,60%
Didymosphenia geminata (Lyngbye) Mart.Schmidt	14	97,60%
Neidium vandusenense P.B.Hamilton et al.	14	97,50%
Stauroneis sp.	14	97,50%
Cyclotella atomus Hustedt	14	97,50%
Gedaniella boltonii Chunlian Li, Krawczyk, Dabek & A.Witkowski	13	97,50%

Çizelge 4.12 Üçüncü istasyona ait OTU listelerinin tür isimleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranı (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

Pinnularia sp.	13	97,50%
Pleurosigma stuxbergii Cleve & Grunow	13	97,50%
Pseudostaurosira elliptica (Schumann) Edlund, Morales & Spaulding	13	97,50%
Stauroforma rinceana Mélédér, A.Witkowski & C.L.Li	13	97,50%
Gomphonema sp.	13	97,40%
Hyalosira tropicalis J.N.Navarro	12	97,40%
Navicula obesa O.Müller	12	97,40%
Aneumastus rostratus (Hustedt) Lange-Bertalot	12	97,40%
Mastogloia dansei (Thwaites) Thwaites ex W.Smith	12	97,30%
Psammodictyon sp.	12	97,30%
Sellaphora pupula (Kützing) Mereschkovsky	12	97,30%
Tabularia fasciculata (C.Agardh) D.M.Williams & Round	12	97,30%
Thalassiosira weissflogii (Grunow) G.A.Fryxell & Hasle	12	97,30%
Durinskia capensis Pienaar, H.Sakai & T. Horiguchi	12	97,30%
Amphora calumetica (Thomas ex Wolle) M.Peragallo	11	97,20%
Amphora cf.	11	97,10%
Bacillariophyta sp.	11	97,10%
Cylindrotheca gracilis (Brébisson ex Kützing) Grunow	11	97,10%
Hippodonta capitata (Ehrenberg) Lange-Bertalot, Metzeltin & Witkowski	11	97,10%

Çizelge 4.12 Üçüncü istasyona ait OTU listelerinin tür isimleri, okuma sayıları ve veri tabanı eşleşme oranı (%) (Kociolek vd., 2022) (Guiry vd., 2014) (devam)

Hyalosynedra hyalina (Grunow) Álvarez-Blanco & S.Blanco	11	97,10%
Sellaphora seminulum (Grunow) D.G.Mann	11	97,10%
Thalassiosira conferta Hasle	11	97,10%
Gelidium pulchellum (Turner) Kützing	11	97,10%
Grammonema sp.	11	97,00%
Surirella striatula Turpin	11	97,00%
Fragilaria famelica (Kützing) Lange-Bertalot	11	97,00%
Gomphonema truncatum Ehrenberg	10	97,00%
Mayamaea permitis (Hustedt) K.Bruder & Medlin	10	97,00%
Phaeodactylum tricornutum Bohlin	10	97,00%
Skeletonema potamos (C.I.Weber) Hasle	10	97,00%
Toplam Tür Sayısı: 138		
Toplam Okuma Sayısı: 20325		
Alg		
Diğer Ökyaryotlar		

5. TARTIŞMA VE SONUÇ

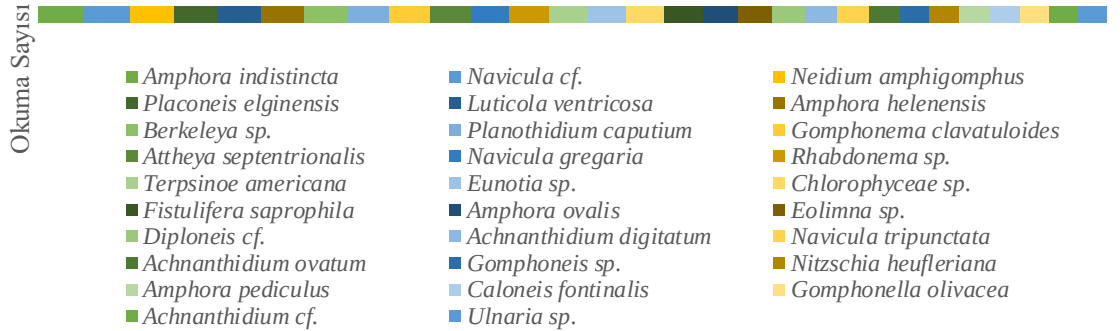
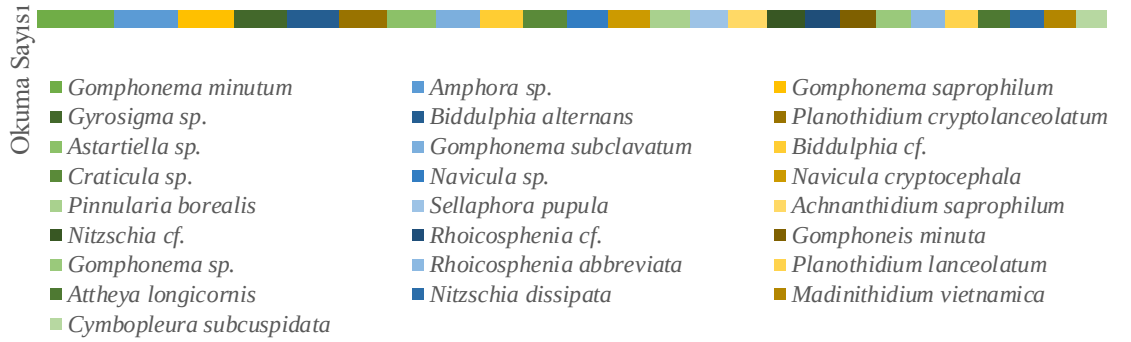
Türkiye'de ilk kez gerçekleştirilen, diatom biyoizleme ve metabarkodlama çalışmasının bundan sonra ülkemizde gerçekleştirilecek diatom metabarkodlama çalışmalarına ışık tutması beklenmektedir. Bu çalışma sonucunda Türkiye'den girişi yapılmamış birçok tür elde edilmiştir.

Literatürde sıklıkla kullanılan ve bu çalışmada da kullanılan diatom spesifik rbcL primerinin veri setinde dış grup oluşumunu ciddi şekilde engellendiği tespit edilmiştir. Dejenere olarak tasarlanan 3 ileri ve 2 geri primerin en yüksek diatom biyoçeşitliliğine sahip olduğu diğer çalışmalarla ortaya konmuştur (Hamsher vd., 2011) (Kermarrec vd., 2013). Kullanılan bu primerlerden dolayı kütüphane hazırlığında bazı problemler ortaya çıkmıştır. Bu primerler, Illumina platformunda etiketlenmek istendiğinde bir ileri ve bir geri primerden fazlasını içerdiği için karışık kombinasyonlar kullanılması gerektiğini gözlemledik. Gelecekte yapılacak olan çalışmalarımızda bu primerler kullanılarak bir ileri ve bir geri olarak yeni bir primer setinin tasarlanması hedeflenmektedir. Tasarlanan bu primerler ile biyoçeşitlilikten kayıp vermeden diğer dış grupların veri setine eklenmemesi için bir tasarım yapılması düşünülmektedir. Çalışmanın belki de en tartışmalı kısmı, Illumina NextSeq 550 cihazında 312 baz çifti primer ve 2x150 ile yapılacak bir çalışmanın, eksik 12 baz çiftlik parçanın tür eşleşmesinde bir kayba neden olup olmayacağıdır. Biyoinformatik çalışmalarda, çalışmanın başında böyle bir kaybın olabileceği tahmin edilmiş ve R üzerinden DADA2 iş akışı kullanılarak ileri ve geri yönde okumalar için ayrı analizler yapılmıştır (Callahan vd., 2016). Veri tabanı eşleşme sonuçlarına baktığımızda, ileri okumalarda ve geri okumalarda yeterli sayıda cins ve tür düzeyinde belirleme yapılamamıştır. Elde edilen biyoçeşitlilik verilerinin, dizilerin birleştirilmesi ile analiz edilen sonuçlara göre daha az çeşitlilik sunduğu görülmüştür. Sonuç olarak OBITools iş akışı kullanılmış ve ortadaki 12 bp'lik kısımlar ileri ve geri diziler birleştirilirken "N" bazlarla doldurulmuştur. En iyi sonuçlar NCBI veri tabanındaki Geneious Prime programı ("Assembly and Mapping | Geneious Prime", t.y.) kullanılarak yapılan eşleşmelerden alınmıştır. NextSeq 550 cihazı yerine MiSeq cihazı kullanılarak yapılacak bir araştırmaya göre, primerlerin birleştirilmesi sonucu eksik olan bu bölgelerin biyoçeşitliliği ne ölçüde arttıracak tartışmalıdır.

5.1 Birinci İstasyonun Tür Seviyesinde Biyo çeşitliliği

İlk istasyonda elde edilen bulgulara göre veri tabanında %97 ve üzeri bir oranla eşleşmeler gerçekleşmiştir. Bunun sonucunda toplamda 259 OTU tür seviyesinde eşleştirilmiştir. Diatomlar dışında belirlenen dış gruplar, 14 alg türü ve 1 diğer ökaryotik grup olarak belirlenmiştir. Toplamda 78 tür, veri tabanında %100 eşleşme sağlamıştır. En çok okunan türlerden bazıları ise şöyledir: *Amphora copucata* 4731 okuma sayısı, *Nitzschia inconspicua* 2639 okuma sayısı, *Gomphonema pumilum* 2565 okuma sayısı, *Achnantheidium minutissimum* 2541 okuma sayısı, *Gomphonema capitatum* 1915 okuma sayısı ve *Reimeria uniseriata* türünde 1693 okuma sayısı elde edilmiştir. Tür tablosunda verilen bazı türler sp ve cf olarak adlandırılmıştır ve tür bazında eşleşme verememiştir. Belirli türlerde meydana gelen bu durumun iki farklı sebebi olabilir. Birincisi kullanılan primer bu organizmalarda tür seviyesine inmek için yeterli olmamasıdır. İkinci çıkarım ise veri tabanında bu organizmalar için bulunan verilerin yetersiz kalmış olma olasılığıdır. Bu türlerin hangileri olduğunu vurgulamak için sp ve cf ile belirtilen organizmalar OTU tablolarından çıkarılmamıştır. Aşağıdaki görselde veri tabanında %100 eşleşme veren 78 türün yoğunluklarına göre görselleştirmesi verilmiştir (Şekil 5.1).

Birinci İstasyonun Tür Seviyesinde Biyoçeşitliliği

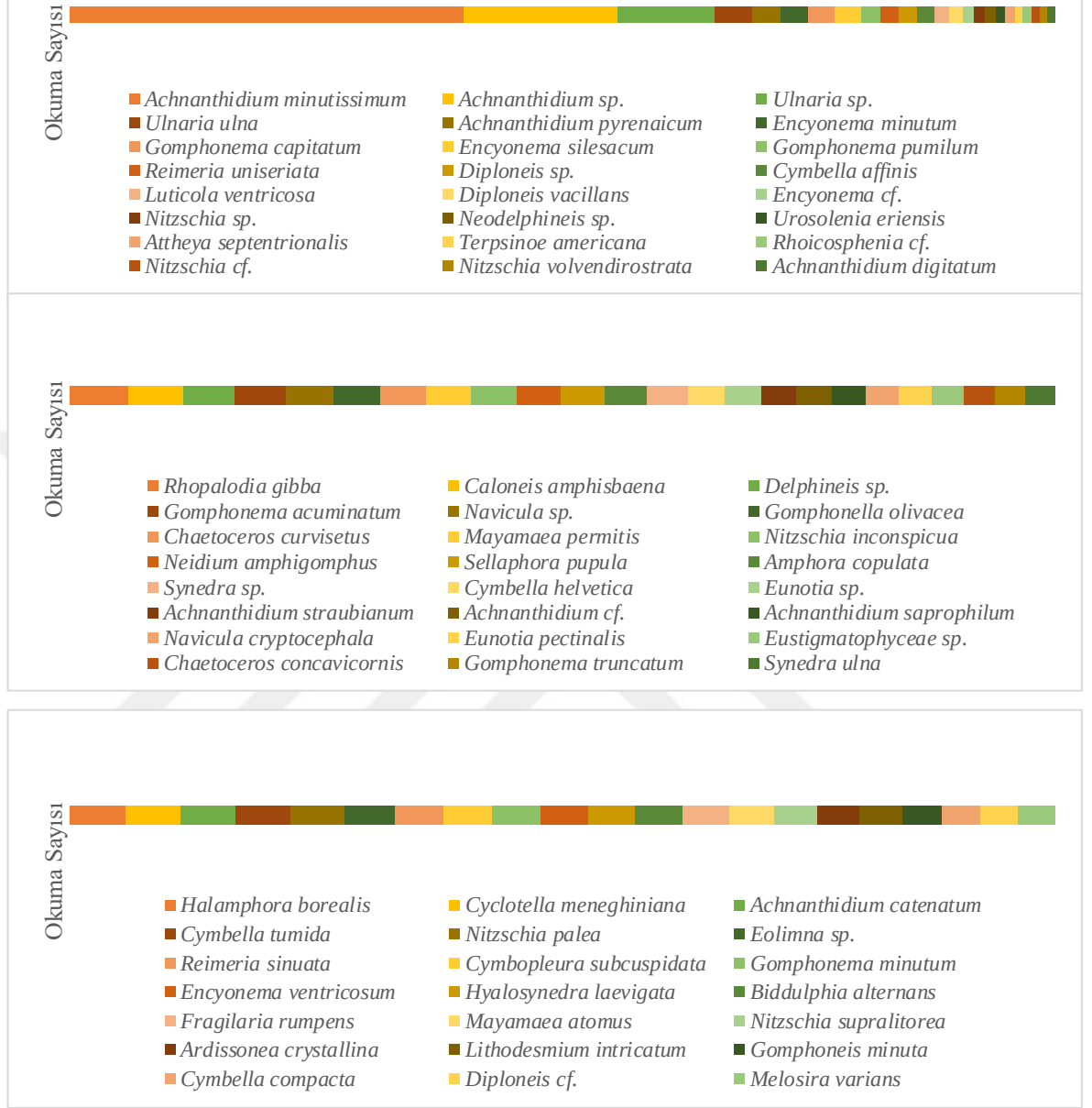


Şekil 5.1 Birinci istasyona ait tür seviyesinde biyoçeşitlilik gösterimi

5.2 İkinci İstasyonun Tür Seviyesinde Biyoçeşitliliği

İkinci istasyonda toplam 239 OTU tür seviyesinde tespit edilmiş ve bu türlerin tamamı veri tabanına %97 ve üzeri bir skorla eşleştirilmiştir. Veri setinde tanımlanan bazı dış gruplar vardır; 19 alg türü ve 1 diğer ökaryotik gruplar tespit edilmiştir. Toplamda 69 tür veri tabanı ile %100 eşleşme sağlamıştır. İkinci istasyonda en çok okumaya sahip tür, 14004 okuma ile *Achnanthes minutissimum* olmuştur. Diğer diatomların okuma sayıları aşağıdaki gibidir: *Ulnaria ulna* 1347 okuma sayısı, *Achnanthes pyrenaicum* 999 okuma sayısı, *Encyonema minutum* 977 okuma sayısı, *Gomphonema capitatum* 970 okuma sayısı ve *Encyonema silesiacum* 942 okuma sayısı. Birinci istasyonun tür seviyesinde biyoçeşitliliğinin tespitinde yaşanan durum gibi tür tablosunda verilen bazı türler sp ve cf olarak adlandırılmıştır ve tür bazında eşleşme verememiştir. Bu türlerin hangileri olduğunu vurgulamak için sp ve cf ile belirtilen organizmalar OTU tür tablolarından çıkarılmamıştır. Aşağıdaki görselde veri tabanında %100 eşleşme veren 69 türün yoğunluklarına göre görselleştirmesi verilmiştir (Şekil 5.2).

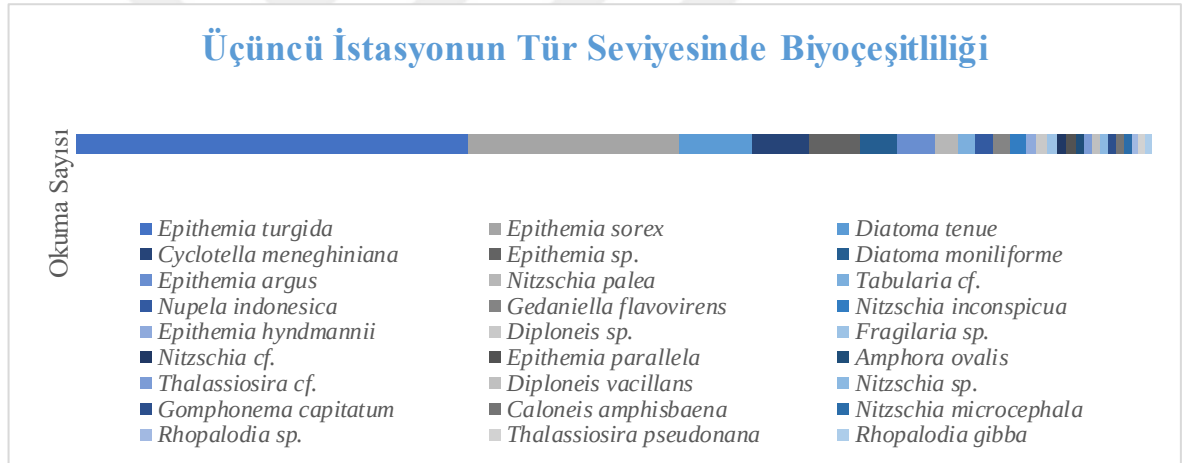
İkinci İstasyonun Tür Seviyesinde Biyoçeşitliliği



Şekil 5.2 İkinci istasyona ait tür seviyesinde biyoçeşitlilik gösterimi

5.3 Üçüncü İstasyonun Tür Seviyesinde Biyoçeşitliliği

Üçüncü istasyon, diğer iki istasyona göre en az tür tespiti yapılan istasyon olmuştur. Toplamda 138 OTU tür seviyesinde tespit edilmiştir. Bunların tümü, %97'nin üzerinde bir oranla veri tabanı ile eşleşme sağlanmıştır. Veri setinde dördü alg türlerine ve ikisi diğer ökaryotik gruplara ait olmak üzere bazı dış gruplar bulunmaktadır. Toplamda 27 tür veri tabanı ile %100 eşleşme sağlamıştır. Üçüncü istasyonda en çok okumaya sahip tür 6261 okuma ile 6261 okuma ile *Epithemia turgida*, olmuştur. Diğer diatom türlerinin okuma sayıları aşağıdaki gibidir; 3356 okuma sayısı ile *Epithemia sorex*, 1177 okuma sayısı ile *Diatoma tenue* ve 915 okuma sayısı ile *Cyclotella meneghiniana*. Diğer istasyonlar olduğu gibi tür tablosunda verilen bazı türler sp ve cf olarak adlandırılmıştır ve tür bazında eşleşme verememiştir. Aşağıdaki görselde veri tabanında %100 eşleşme veren 27 türün yoğunluklarına göre görselleştirmesi verilmiştir (Şekil 5.3).



Şekil 5.3 Üçüncü İstasyona Ait Tür Seviyesinde Biyoçeşitlilik Gösterimi

Biyoinformatik bulgulara, cins ve tür düzeyinde elde edilen tabloların tamamı NCBI BLAST üzerinden eşleşme sonuçlarını göstermektedir. Ham verinin biyoinformatik iş akışında işlenmiş son halleri ile veri tabanı eşleşmesi yapılmıştır. Diat_rbcL_708 ve R3 primerleri ile elde edilmiş ürünler yaklaşık 300 baz çifti uzunluğundadır (Apothéoz-Perret-Gentil vd., 2021) ve biyoinformatik bulgular kısmında verilen bütün tabloların yaklaşık baz çifti uzunluğu bu değerdedir. Ek'ler kısmında verilen ham tür tabloları üzerinden bir filtreleme yapılmadığından dolayı 300 baz çiftinden daha küçük ampikon bölgelerini içermesi olasıdır. Veri tabanı ile verilen eşleşme oranlarında

literatürde kabul gören sayısal değer yaklaşık %97'den başlamaktadır (Falasco vd., 2014). Birinci istasyonda %100 eşleşme veren 78 tür, ikinci istasyonda %100 eşleşme veren 69 tür ve üçüncü istasyonda %100 eşleşme veren 27 türün kesin bir ifade ile bu türlerden oluştuğunu söylememiz olanaksız bir durumdur (Fischer vd., 2002). NCBI veri tabanında eşleştirilen dizilerde çoğu zaman birden fazla eşleşme görmemiz olası bir durumdur. Bununla beraber bize sunulan sıralamanın algoritması, genel puanı en yüksek olan organizma ile eşleşme vermesi üzerine kuruludur. Örneğin veri setimizde bulunan bir tür, NCBI veri tabanı üzerinden %100 eşleşme vermiş olduğunu varsaydığımız zaman, bunun altında kalan diğer bütün sonuçlar değerlendirildiği taktirde, ikinci veya üçüncü sırada bulanacak başka bir türle de %100 eşleşme vermiş olma olasılığı her zaman mevcuttur. Bu durumun sebeplerinden bir tanesi verilen eşleşme sonucunun, veri setimizde bulunan dizinin veri tabanındaki dizi ile tam olarak eşleşmesidir. Burada atlanmaması gereken detay ise 300 baz çifti uzunluğundaki bir dizi veri tabanında 300 baz çifti uzunluğundaki bir dizi ile mi eşleşmiş olduğu, yoksa 300 baz çifti den daha kısa veya daha uzun bir bölgeyle eşleşmiş olup olmadığıdır. Örneğin yaklaşık olarak 270 baz çifti uzunluğunda bulunan bir gen bölgesi bizim veri setimizde %100 eşleşme verecektir. Ama eksik kalan 30 baz çifti uzunluğundaki bölgenin tür bazında bir ayırma yol açıp açmayacağını bilmediğimizden kesin yargılara varılamamaktadır (Visco vd., 2015). Bütün bu sebeplerden dolayı tabloda verilen türlerin kesin olarak bu tür denebilmesi için bütün organizmaların NCBI üzerinden manuel olarak eşleştirilmesi ve değerlendirilmesi gerekmektedir. Moleküler analizlerde belirlenen biyoçeşitliliğin veri tabanı ile eşleşme oranları dışında güven sağlayan bir diğer parametre ise her bir organizmanın verdiği okuma sayılarıdır (Cordier vd., 2017). Okuma sayıları biyoinformatik analiz sonucunda ortaya çıkan tür tablolarında bize otomatik olarak verilmemektedir. Bütün istasyonlar için MS Excel üzerinde bulunan ham veri yaklaşık olarak 30.000 ile 50.000 satır içermekteydi. Veri tabanı eşleşme sonucunda bir türe ait birden fazla dizi her bir satırda gösterildiği için satır sayısı bu denli fazla olarak görülmektedir. Örneğin birinci istasyonda en fazla okuma sayısına sahip *Amphora copulata* türü, 4731 okuma sayısına sahiptir. Bu demektir ki *Amphora copulata* türü MS Excel tablosunda toplamda 4731 satırda yer almaktadır. Aynı tür ismine ve diziye sahip isimleri toplayıp tek bir satırda gösterildiği zaman geriye kalan 4730 satır silinmektedir ve kendisi dahil 4731'lik okuma sayısına bu şekilde ulaşılmaktadır. Örneğin *Nitzschia microcephala* türü birinci istasyonda en az okumaya

sahip türdür ve yaklaşık olarak 11 satırı kaplamaktadır. Ham veride bulunan türlerde 10 ve altında okuma sayılarına sahip bütün türler veri setinden uzaklaştırılmıştır. Dizileme cihazında toplamda yaklaşık olarak 40.000 okuma elde edilmiştir ve bütün bu okumalarda 10 ve altında kalan birçok okuma bulunmaktadır. İstatiksel olarak düşük bir güvenilirlik değerlerine sahip olduklarından dolayı bu çalışma kapsamında değerlendirmeye alınmamışlardır (Pérez-Burillo vd., 2020). Bu durum 10 ve altı okumaya sahip bir türün veri setinde kesinlikle bulunamayacağı anlamına gelmez. Daha önceki çalışmalarda görülmüştür ki bazı türlerin ortamda çok az sayıda olmaları sebebi ile okuma sayılarının düşük çıkabilir (Vasselon vd., 2018). Buradan çıkarılacak olan üç farklı ihtimal bulunmaktadır; birincisi örnek alınan habitatta bu organizma diğer diatom türlerine göre çok daha baskın gelmektedir ve popülasyon yoğunlukları diğer türlere oranla çok daha fazladır. Yapılacak ikinci çıkarım ise örnek alınan bölgede şans eseri bu türlerin en yoğun olduğu yerden alınmıştır ama genel habitat için gerçekte böyle bir durum söz konusu olmaya bilir. Üçüncü çıkarım ise kullanılan primerlerin (Kermarrec vd., 2013), bu organizmanın baz dizisini çoğaltmaya daha yatkın olduğu yani PCR analizi sırasında en çok bu türün çoğaltılmış olması olasılığıdır (Jeunen vd., 2019).

Tez kapsamında elde edilen OTU tablolarında görmekteyiz ki diatom metabarkodlama çalışmalarında elde edilen sonuçlarda kesin bir yargıya varmak bizlere hatalı veya eksik bilgi verebilmektedir (Rivera vd., 2020). Güncel literatürde yayınlanan diatom metabarkodlama makalelerinde yaşanan bu zorluklardan dolayı morfolojik ve moleküler veriler bir arada değerlendirilmektedir (Vasselon, Rimet, vd. 2017). Uzmanlar, morfolojik çalışmalarda elde edilen diatom türlerinin varlığını yüksek ihtimaller ile ortaya koyabilmektedirler. Morfolojik çalışmalarda, türler yüksek ihtimallerle ortaya çıkarılsa da sayılarında ve yoğunluklarında ciddi eksikler olduğu bilinmektedir (Tapolczai vd., 2019). Bundan dolayı morfoloji ve moleküler çalışmaların birbirlerini destekler nitelikte olduğunu hemen hemen her diatom metabarkodlama makalelerinde yazarlar vurgulamaktadır (Apothéloz-Perret-Gentil vd., 2017). Tez kapsamında yapılan bu çalışmada, moleküler yöntemlerle en az iş gücüyle maksimum tür sayısına ve tür çeşitliliğini en yüksek istatistiksel doğrulukta ve güven aralığında elde edilmeye çalışılmıştır (Mortágua vd., 2019). Bu tezde elde edilen türlerin, morfoloji çalışan uzmanlar tarafından doğrulanmasıyla Türkiye'deki diatom veri tabanlarının

oluşturulması, var olan veri tabanlarının ise genişletilmesi ilerideki çalışmalar için hedeflenmektedir. Özellikle arazide örnek toplanmasından başlayarak (Kelly vd., 2021), DNA izolasyonu, PCR ve biyoinformatik aşamalarında yapılan optimizasyonlar sayesinde, ileride yapılacak diatom metabarkodlama ve diatom morfoloji çalışmalarında bu tezdeki türlerin referans alınabilmesi mümkün hale getirilecektir.



KAYNAKLAR

- Apothéloz-Perret-Gentil, L., Bouchez, A., Cordier, T., Cordonier, A., Guéguen, J., Rimet, F., Vasselon, V., & Pawlowski, J. (2021). Monitoring the ecological status of rivers with diatom eDNA metabarcoding: A comparison of taxonomic markers and analytical approaches for the inference of a molecular diatom index. *Molecular Ecology*, 30(13), 2959-2968. <https://doi.org/10.1111/mec.15646>
- Apothéloz-Perret-Gentil, L., Cordonier, A., Straub, F., Iseli, J., Esling, P., & Pawlowski, J. (2017). Taxonomy-free molecular diatom index for high-throughput eDNA biomonitoring. *Molecular Ecology Resources*, 17(6), 1231-1242. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.12668>
- Assembly and Mapping | Geneious Prime. (t.y.). *Geneious*. Geliş tarihi 16 Mayıs 2022, gönderen <https://www.geneious.com/features/assembly-mapping/>
- Benoiston, A.-S., Ibarbalz, F. M., Bittner, L., Guidi, L., Jahn, O., Dutkiewicz, S., & Bowler, C. (2017). The evolution of diatoms and their biogeochemical functions. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 372(1728), 20160397. <https://doi.org/10.1098/rstb.2016.0397>
- Bidgood, M. D., Mitlehner, A. G., Jones, G. D., & Jutson, D. J. (1999). Towards a stable and agreed nomenclature for North Sea Tertiary diatom floras—The ‘*Coscinodiscus*’ problem. *Geological Society, London, Special Publications*, 152(1), 139-153. <https://doi.org/10.1144/GSL.SP.1999.152.01.08>
- Callahan, B. J., McMurdie, P. J., Rosen, M. J., Han, A. W., Johnson, A. J. A., & Holmes, S. P. (2016). DADA2: High-resolution sample inference from Illumina amplicon data. *Nature Methods*, 13(7), 581-583. <https://doi.org/10.1038/nmeth.3869>
- Cordier, T., Esling, P., Lejzerowicz, F., Visco, J., Ouadahi, A., Martins, C., Cedhagen, T., & Pawlowski, J. (2017). Predicting the Ecological Quality Status of Marine Environments from eDNA Metabarcoding Data Using Supervised Machine Learning. *Environmental Science & Technology*, 51(16), 9118-9126. <https://doi.org/10.1021/acs.est.7b01518>
- Dahui, Q. (2019). Next-generation sequencing and its clinical application. *Cancer Biology & Medicine*, 16(1), 4-10. <https://doi.org/10.20892/j.issn.2095-3941.2018.0055>
- de Wolf, H. (1993). History of diatom research in The Netherlands and Flanders. *Hydrobiologia*, 269-270(1), 1-9. <https://doi.org/10.1007/BF00027998>
- Delgado, C., Pardo, I., & García, L. (2012). Diatom communities as indicators of ecological status in Mediterranean temporary streams (Balearic Islands, Spain). *Ecological Indicators*, 15(1), 131-139. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2011.09.037>

- deWaard, J. R., Mitchell, A., Keena, M. A., Gopurenko, D., Boykin, L. M., Armstrong, K. F., Pogue, M. G., Lima, J., Floyd, R., Hanner, R. H., & Humble, L. M. (2010). Towards a Global Barcode Library for Lymantria (Lepidoptera: Lymantriinae) Tussock Moths of Biosecurity Concern. *PLoS ONE*, 5(12), e14280. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0014280>
- DNA barcoding—International Barcode of Life*. (t.y.). Geliş tarihi 25 Mayıs 2022, gönderen <https://ibol.org/about/dna-barcoding/>
- Falasco, E., Ector, L., Isaia, M., Wetzell, C., Hoffmann, L., & Bona, F. (2014). Diatom flora in subterranean ecosystems: A review. *International Journal of Speleology*, 43(3), 231-251. <https://doi.org/10.5038/1827-806X.43.3.1>
- Fischer, S., Gilomen, K., & Bunke, H. (2002). Identification of diatoms by grid graph matching. *Lecture Notes in Computer Science (including subseries Lecture Notes in Artificial Intelligence and Lecture Notes in Bioinformatics)*, 2396, 94-103.
- Groussman, R. D., Parker, M. S., & Armbrust, E. V. (2015). Diversity and Evolutionary History of Iron Metabolism Genes in Diatoms. *PLOS ONE*, 10(6), e0129081. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0129081>
- Guiry, M. D., Guiry, G. M., Morrison, L., Rindi, F., Miranda, S. V., Mathieson, A. C., Parker, B. C., Langangen, A., John, D. M., Bárbara, I., Carter, C. F., Kuipers, P., & Garbary, D. J. (2014). AlgaeBase: An On-line Resource for Algae. *Cryptogamie, Algologie*, 35(2), 105-115. <https://doi.org/10.7872/crya.v35.iss2.2014.105>
- Hamsher, S. E., Evans, K. M., Mann, D. G., Pouličková, A., & Saunders, G. W. (2011). Barcoding Diatoms: Exploring Alternatives to COI-5P. *Protist*, 162(3), 405-422. <https://doi.org/10.1016/j.protis.2010.09.005>
- Hemphill-Haley, E. (1996). Diatoms as an aid in identifying late-Holocene tsunami deposits. *The Holocene*, 6(4), 439-448. <https://doi.org/10.1177/095968369600600406>
- Hildebrand, M., Lerch, S. J. L., & Shrestha, R. P. (2018). Understanding Diatom Cell Wall Silicification—Moving Forward. *Frontiers in Marine Science*, 5, 125. <https://doi.org/10.3389/fmars.2018.00125>
- Hoek, C., den, H. C. van, Mann, D., Jahns, H. M., & Jahns, M. (1995). *Algae: An Introduction to Phycology*. Cambridge University Press.
- Ingebrigtsen, R. A., Hansen, E., Andersen, J. H., & Eilertsen, H. C. (2017). Field sampling marine plankton for biodiscovery. *Scientific Reports*, 7(1), 15863. <https://doi.org/10.1038/s41598-017-15980-8>
- Jeunen, G., Knapp, M., Spencer, H. G., Lamare, M. D., Taylor, H. R., Stat, M., Bunce, M., & Gemmell, N. J. (2019). Environmental DNA (eDNA) metabarcoding

- reveals strong discrimination among diverse marine habitats connected by water movement. *Molecular Ecology Resources*, 19(2), 426-438. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.12982>
- Keiser, D., & Shapiro, J. (2017). *Consequences of the Clean Water Act and the Demand for Water Quality* (Sy w23070; s. w23070). National Bureau of Economic Research. <https://doi.org/10.3386/w23070>
- Kelly, M. G., Jones, T., & Walsh, K. (2021). Potential for cross-contamination of diatom DNA samples when using toothbrushes. *Metabarcoding and Metagenomics*, 5, e66503. <https://doi.org/10.3897/mbmg.5.66503>
- Kermarrec, L., Franc, A., Rimet, F., Chaumeil, P., Humbert, J. F., & Bouchez, A. (2013). Next-generation sequencing to inventory taxonomic diversity in eukaryotic communities: A test for freshwater diatoms. *Molecular Ecology Resources*, 13(4), 607-619. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.12105>
- Kociolek, J. P., Blanco, S., Coste, M., Ector, L., Liu, Y., Karthick, B., Kulikovskiy, M., Lundholm, N., Ludwig, T. V., Potapova, M., Rimet, F., Sabbe, K., Sala, S. E., Sar, E., Taylor, J., Van de Vijver, B., Wetzel, C. E., Williams, D. M., Witkowski, A., & Witkowski, J. (2022). *DiatomBase*. Accessed at <https://www.diatombase.org> on yyyy-mm-dd [Data set]. VLIZ. <https://doi.org/10.14284/504>
- Kostrova, S. S., Meyer, H., Chaplignin, B., Kossler, A., Bezrukova, E. V., & Tarasov, P. E. (2013). Holocene oxygen isotope record of diatoms from Lake Kotokel (southern Siberia, Russia) and its palaeoclimatic implications. *Quaternary International*, 290-291, 21-34. <https://doi.org/10.1016/j.quaint.2012.05.011>
- Kück, U., & Nowrousian, M. (2015). Von Maxam-Gilbert und Sanger zur Next Generation-Sequenzierung. *BIOSpektrum*, 21(1), 25-27. <https://doi.org/10.1007/s12268-015-0529-3>
- Lazarus, D., Barron, J., Renaudie, J., Diver, P., & Türke, A. (2014). Cenozoic Planktonic Marine Diatom Diversity and Correlation to Climate Change. *PLOS ONE*, 9(1), e84857. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0084857>
- Leaflet for R - Using Basemaps*. (t.y.). Geliş tarihi 17 Mayıs 2022, gönderen <https://rstudio.github.io/leaflet/basemaps.html>
- Li, C. L., Witkowski, A., Ashworth, M. P., Dąbek, P., Sato, S., Zgłobicka, I., Witak, M., Khim, J. S., & Kwon, C.-J. (2018). The morphology and molecular phylogenetics of some marine diatom taxa within the Fragilariaceae, including twenty undescribed species and their relationship to Nanofrustulum, Opephora and Pseudostaurosira. *Phytotaxa*, 355(1), 1. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.355.1.1>

- Liu, M., Zhao, Y., Sun, Y., Li, Y., Wu, P., Zhou, S., & Ren, L. (2020). Comparative study on diatom morphology and molecular identification in drowning cases. *Forensic Science International*, 317, 110552. <https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2020.110552>
- Malviya, S. (2015). *Global Diatom Biodiversity: An Assessment Using Metabarcoding Approach*. 293.
- Mann, D. G., & Droop, S. J. M. (1996). 3. Biodiversity, biogeography and conservation of diatoms. *Hydrobiologia*, 336(1-3), 19-32. <https://doi.org/10.1007/BF00010816>
- Mortágua, A., Vasselon, V., Oliveira, R., Elias, C., Chardon, C., Bouchez, A., Rimet, F., João Feio, M., & F.P. Almeida, S. (2019). Applicability of DNA metabarcoding approach in the bioassessment of Portuguese rivers using diatoms. *Ecological Indicators*, 106, 105470. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2019.105470>
- Mwedzi, T., Mangadze, T., Chakandinakira, A. T., & Bere, T. (2022). Stream biomonitoring: The role of diatoms, macroinvertebrates, and fish. İçinde *Emerging Freshwater Pollutants* (ss. 9-24). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-822850-0.00008-9>
- OBITools* / *OBITools3*. (t.y.). GitLab. Geliş tarihi 22 Haziran 2022, gönderen <https://git.metabarcoding.org/obitools/obitools3>
- OBITools* / *OBITools3* · *GitLab*. (t.y.). Geliş tarihi 15 Mayıs 2022, gönderen <https://git.metabarcoding.org/obitools/obitools3>
- Pérez-Burillo, J., Trobajo, R., Vasselon, V., Rimet, F., Bouchez, A., & Mann, D. G. (2020). Evaluation and sensitivity analysis of diatom DNA metabarcoding for WFD bioassessment of Mediterranean rivers. *Science of The Total Environment*, 727, 138445. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.138445>
- Pickett-Heaps, J. D., Schmid, A.-M. M., & Tippet, D. H. (1984). Cell division in diatoms: A translation of part of Robert Lauterborn's treatise of 1896 with some modern confirmatory observations. *Protoplasma*, 120(1-2), 132-154. <https://doi.org/10.1007/BF01287625>
- Piredda, R., Claverie, J.-M., Decelle, J., de Vargas, C., Dunthorn, M., Edvardsen, B., Eikrem, W., Forster, D., Kooistra, W. H. C. F., Logares, R., Massana, R., Montresor, M., Not, F., Ogata, H., Pawlowski, J., Romac, S., Sarno, D., Stoeck, T., & Zingone, A. (2018). Diatom diversity through HTS-metabarcoding in coastal European seas. *Scientific Reports*, 8(1), 18059. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-36345-9>
- Pissaridou, P., Vasselon, V., Christou, A., Chonova, T., Papatheodoulou, A., Drakou, K., Tziortzis, I., Dörflinger, G., Rimet, F., Bouchez, A., & Vasquez, M. I. (2021). Cyprus' diatom diversity and the association of environmental and anthropogenic

- influences for ecological assessment of rivers using DNA metabarcoding. *Chemosphere*, 272, 129814. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2021.129814>
- Prihoda, J., Tanaka, A., de Paula, W. B. M., Allen, J. F., Tirichine, L., & Bowler, C. (2012). Chloroplast-mitochondria cross-talk in diatoms. *Journal of Experimental Botany*, 63(4), 1543-1557. <https://doi.org/10.1093/jxb/err441>
- QIAwave DNA Blood & Tissue Kit. (t.y.). Geliş tarihi 19 Mayıs 2022, gönderen <https://www.qiagen.com/us/products/discovery-and-translational-research/dna-rna-purification/dna-purification/genomic-dna/qiawave-dna-kits/>
- Rimet, F., Gusev, E., Kahlert, M., Kelly, M. G., Kulikovskiy, M., Maltsev, Y., Mann, D. G., Pfannkuchen, M., Trobajo, R., Vasselon, V., Zimmermann, J., & Bouchez, A. (2019). Diat.barcode, an open-access curated barcode library for diatoms. *Scientific Reports*, 9(1), 15116. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-51500-6>
- Rivera, S. F., Vasselon, V., Bouchez, A., & Rimet, F. (2020). Diatom metabarcoding applied to large scale monitoring networks: Optimization of bioinformatics strategies using Mothur software. *Ecological Indicators*, 109, 105775. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2019.105775>
- Ruppert, K. M., Kline, R. J., & Rahman, M. S. (2019). Past, present, and future perspectives of environmental DNA (eDNA) metabarcoding: A systematic review in methods, monitoring, and applications of global eDNA. *Global Ecology and Conservation*, 17, e00547. <https://doi.org/10.1016/j.gecco.2019.e00547>
- Saros, J. E., & Anderson, N. J. (2015). The ecology of the planktonic diatom *Cyclotella* and its implications for global environmental change studies: *Cyclotella* and global change. *Biological Reviews*, 90(2), 522-541. <https://doi.org/10.1111/brev.12120>
- Serôdio, J., & Lavaud, J. (2020). Diatoms and Their Ecological Importance. İçinde W. Leal Filho, A. M. Azul, L. Brandli, A. Lange Salvia, & T. Wall (Ed.), *Life Below Water* (ss. 1-9). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-319-71064-8_12-1
- Sharkey, T. D. (2019). Discovery of the canonical Calvin–Benson cycle. *Photosynthesis Research*, 140(2), 235-252. <https://doi.org/10.1007/s11120-018-0600-2>
- Stoof-Leichsenring, K. R., Junginger, A., Olaka, L. A., Tiedemann, R., & Trauth, M. H. (2011). Environmental variability in Lake Naivasha, Kenya, over the last two centuries. *Journal of Paleolimnology*, 45(3), 353-367. <https://doi.org/10.1007/s10933-011-9502-4>
- Tapolczai, K., Keck, F., Bouchez, A., Rimet, F., Kahlert, M., & Vasselon, V. (2019). Diatom DNA Metabarcoding for Biomonitoring: Strategies to Avoid Major Taxonomical and Bioinformatical Biases Limiting Molecular Indices Capacities.

- Frontiers in Ecology and Evolution*, 7, 409.
<https://doi.org/10.3389/fevo.2019.00409>
- Valentin, V., Frédéric, R., Isabelle, D., Olivier, M., Yorick, R., & Agnès, B. (2019). Assessing pollution of aquatic environments with diatoms' DNA metabarcoding: Experience and developments from France water framework directive networks. *Metabarcoding and Metagenomics*, 3, e39646.
<https://doi.org/10.3897/mbmg.3.39646>
- Vasselon, V., Bouchez, A., Rimet, F., Jacquet, S., Trobajo, R., Corniquel, M., Tapolczai, K., & Domaizon, I. (2018). Avoiding quantification bias in metabarcoding: Application of a cell biovolume correction factor in diatom molecular biomonitoring. *Methods in Ecology and Evolution*, 9(4), 1060-1069.
<https://doi.org/10.1111/2041-210X.12960>
- Vasselon, V., Domaizon, I., Rimet, F., Kahlert, M., & Bouchez, A. (2017). Application of high-throughput sequencing (HTS) metabarcoding to diatom biomonitoring: Do DNA extraction methods matter? *Freshwater Science*, 36(1), 162-177.
<https://doi.org/10.1086/690649>
- Vasselon, V., Rimet, F., Tapolczai, K., & Bouchez, A. (2017). Assessing ecological status with diatoms DNA metabarcoding: Scaling-up on a WFD monitoring network (Mayotte island, France). *Ecological Indicators*, 82, 1-12.
<https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2017.06.024>
- Visco, J. A., Apothéloz-Perret-Gentil, L., Cordonier, A., Esling, P., Pillet, L., & Pawlowski, J. (2015). Environmental Monitoring: Inferring the Diatom Index from Next-Generation Sequencing Data. *Environmental Science & Technology*, 49(13), 7597-7605. <https://doi.org/10.1021/es506158m>
- Wasmund, N., Kownacka, J., Göbel, J., Jaanus, A., Johansen, M., Jurgensone, I., Lehtinen, S., & Powilleit, M. (2017). The Diatom/Dinoflagellate Index as an Indicator of Ecosystem Changes in the Baltic Sea 1. Principle and Handling Instruction. *Frontiers in Marine Science*, 4.
<https://doi.org/10.3389/fmars.2017.00022>
- Wetmore. (2012). *Fossil Record of Diatoms*.
<https://ucmp.berkeley.edu/chromista/diatoms/diatomfr.html>

What are Diatoms? - Diatoms of North America. (t.y.). Geliş tarihi 25 Mayıs 2022, gönderen <https://diatoms.org/what-are-diatoms>

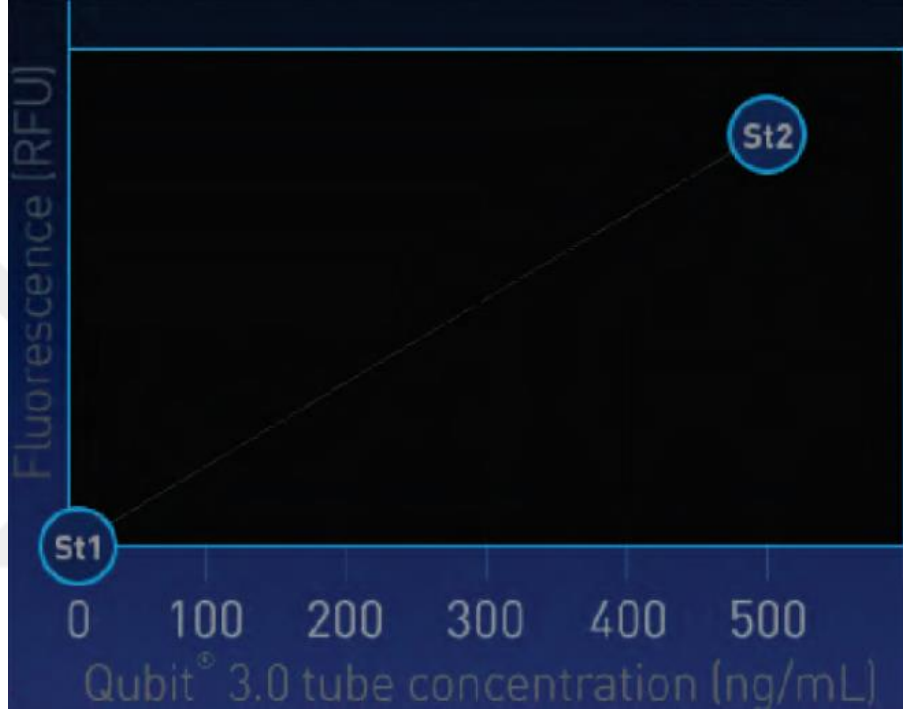
Zgłobicka, I., Gluch, J., Liao, Z., Werner, S., Guttman, P., Li, Q., Bazarnik, P., Plocinski, T., Witkowski, A., & Kurzydłowski, K. J. (2021). Insight into diatom frustule structures using various imaging techniques. *Scientific Reports*, 11(1), 14555. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-94069-9>



6 EKLER

Ek 1 Qubit Ölçüm Protokolü

- Kitin içinde 0.5 ml'lik PCR tüplerinde standartlar hazır bulunmakta. Standart 1 ve 2 aşağıdaki grafiği vermezse, standart solüsyonlar tekrar hazırlanmalı.



1. İki adet standart ve bir adet örnek için 0.5 ml' lik boş PCR tüpleri hazırlanır.
2. Her bir örnek için 199 ul Qubit Buffer'ın içinde 1 ul Qubit Reagent seyreltilerek Qubit Working Solution hazırlanır.
3. Standart tüplerine 190 ul, örnek tüplerine ise 198 ul Working Solution eklenir.
4. Hazırlanan standart tüpüne 10'ar ul standart solüsyonları (1 ve 2) eklenir.
5. Hazırlanan örnek tüpüne 2 ul DNA eklenir. Böylece iki standart ve her örnek için birer adet olmak üzere 200 ul' lik son solüsyonlar elde edilmiş olur.
6. Bütün tüpler 2-3 saniye vortekslenir.
7. Tüpler oda sıcaklığında 2 dakika inkübasyona bırakılır.
8. Örneklerin analiz edilir.

Ek 2 OBITools İş Akışı

#qc analysis

fastqc *1.fastq

fastqc *2.fastq

#alignment f/r

illumina pairedend --score-min=30 -r *2.fastq *1.fastq >
filename.align.fastq

#filtering unpaired

obigrep -p 'mode!="joined"' filename.align.fastq > filename.merge.fastq

#removing tags & primers

ngsfilter -t libraryname.txt filename.merge.fastq > filename.trim.fastq

OR

#removing only primers

perl /mnt/d/kali/obi/tagcleaner-standalone-0.16/tagcleaner.pl -fastq
filename.merge.fastq -out filename.trim -tag5

AGGTGAAGTAAAAGGTTTCWTACTTAAA

AGGTGAAGTTAAAGGTTTCWTAYTTAAA

AGGTGAAACTAAAGGTTTCWTACTTAAA

-tag3 CCTTCTAATTTACCWACWACTG

CCTTCTAATTTACCWACA ACAG -mm5 3 -mm3 3 -info

#remove repetitive sequences

obiuniq -m sample filename.trim.fastq > filename.uniq.fasta

#removing unnecessary values from header

obiannotate -k count -k merged_sample filename.uniq.fasta > \$\$; mv \$\$
filename.uniq.fasta

#filtering according to minimum length & count

obigrep -l 100 -p 'count>=10' filename.uniq.fasta > filename.c10.l00.fasta

#clean pcr/sequencing errors

obiclean -r 0.05 -H filename.c10.l00.fasta > filename.c10.100.clean.fasta

Ek 3 Diaotom 1. İstasyon Tür Listesi

Birinci İstasyon Tür İsimleri	Veri Tabanı Eşleşme Oranı (%)	Okuma Sayıları
<i>Uncultured organism</i>	100,0%	4872
<i>Amphora copulata</i>	100,0%	4731
<i>Nitzschia inconspicua</i>	100,0%	2639
<i>Gomphonema pumilum</i>	100,0%	2565
<i>Achnanthidium minutissimum</i>	100,0%	2541
<i>Gomphonema capitatum</i>	100,0%	1915
<i>Reimeria uniseriata</i>	100,0%	1693
<i>Achnanthidium sp.</i>	100,0%	1393
<i>Uncultured marine</i>	100,0%	1227
<i>Mayamaea permitis</i>	100,0%	1161
<i>Diploneis sp.</i>	100,0%	891
<i>Diploneis vacillans</i>	100,0%	854
<i>Uncultured eukaryote</i>	100,0%	845
<i>Caloneis amphisbaena</i>	100,0%	802
<i>Lemnicola hungarica</i>	100,0%	729
<i>Craticula cuspidata</i>	100,0%	672
<i>Melosira varians</i>	100,0%	604
<i>Craticula ambigua</i>	100,0%	562
<i>Mayamaea atomus</i>	100,0%	536
<i>Halamphora borealis</i>	100,0%	533
<i>Amphora cf.</i>	100,0%	490
<i>Gomphonema truncatum</i>	100,0%	483
<i>Nitzschia sp.</i>	100,0%	465
<i>Achnanthidium pyrenaicum</i>	100,0%	424
<i>Achnanthidium reimeri</i>	100,0%	391
<i>Gomphonema parvulum</i>	100,0%	389
<i>Reimeria sinuata</i>	100,0%	380
<i>Gomphonema minutum</i>	100,0%	373
<i>Uncultured microorganism</i>	100,0%	354
<i>Uncultured phototrophic</i>	100,0%	335
<i>Amphora sp.</i>	100,0%	314
<i>Gomphonema saprophilum</i>	100,0%	276
<i>Uncultured phytoplankton</i>	100,0%	258
<i>Gyrosigma sp.</i>	100,0%	257
<i>Biddulphia alternans</i>	100,0%	252
<i>Planothidium cryptolanceolatum</i>	100,0%	236
<i>Astartiella sp.</i>	100,0%	235

<i>Gomphonema subclavatum</i>	100,0%	220
<i>Biddulphia cf.</i>	100,0%	213
<i>Craticula sp.</i>	100,0%	211
<i>Navicula sp.</i>	100,0%	203
<i>Navicula cryptocephala</i>	100,0%	201
<i>Pinnularia borealis</i>	100,0%	199
<i>Sellaphora pupula</i>	100,0%	188
<i>Achnanthidium saprophilum</i>	100,0%	186
<i>Nitzschia cf.</i>	100,0%	185
<i>Rhoicosphenia cf.</i>	100,0%	176
<i>Gomphoneis minuta</i>	100,0%	170
<i>Gomphonema sp.</i>	100,0%	170
<i>Rhoicosphenia abbreviata</i>	100,0%	168
<i>Planothidium lanceolatum</i>	100,0%	161
<i>Attheya longicornis</i>	100,0%	160
<i>Nitzschia dissipata</i>	100,0%	160
<i>Madinithidium vietnamica</i>	100,0%	159
<i>Cymboppleura subcuspidata</i>	100,0%	148
<i>Amphora indistincta</i>	100,0%	141
<i>Navicula cf.</i>	100,0%	141
<i>Neidium amphigomphus</i>	100,0%	135
<i>Placoneis elginensis</i>	100,0%	133
<i>Luticola ventricosa</i>	100,0%	132
<i>Amphora helenensis</i>	100,0%	131
<i>Berkeleya sp.</i>	100,0%	129
<i>Planothidium caputium</i>	100,0%	129
<i>Gomphonema clavatuloides</i>	100,0%	125
<i>Attheya septentrionalis</i>	100,0%	120
<i>Navicula gregaria</i>	100,0%	120
<i>Rhabdonema sp.</i>	100,0%	119
<i>Terpsinoe americana</i>	100,0%	119
<i>Eunotia sp.</i>	100,0%	118
<i>Chlorophyceae sp.</i>	100,0%	116
<i>Fistulifera saprophila</i>	100,0%	114
<i>Uncultured diatom</i>	100,0%	110
<i>Amphora ovalis</i>	100,0%	107
<i>Eolimna sp.</i>	100,0%	104
<i>Diploneis cf.</i>	100,0%	102
<i>Achnanthidium digitatum</i>	100,0%	99
<i>Navicula tripunctata</i>	100,0%	94
<i>Achnanthidium ovatum</i>	100,0%	92
<i>Gomphoneis sp.</i>	100,0%	92
<i>Nitzschia heufleriana</i>	100,0%	92

<i>Amphora pediculus</i>	100,0%	91
<i>Caloneis fontinalis</i>	100,0%	90
<i>Gomphonella olivacea</i>	100,0%	89
<i>Achnanthidium cf.</i>	100,0%	88
<i>Ulnaria sp.</i>	100,0%	88
<i>Encyonema minutum</i>	99,6%	84
<i>Nitzschia linearis</i>	99,3%	80
<i>Cymbopleura sp.</i>	99,3%	77
<i>Uncultured bacterium</i>	99,2%	75
<i>Placoneis cattiensis</i>	99,2%	73
<i>Astartiella bornmanii</i>	99,2%	69
<i>Diploneis subovalis</i>	99,2%	69
<i>Gogorevia rinatii</i>	99,2%	68
<i>Schizostauron sp.</i>	99,2%	67
<i>Encyonema silesiacum</i>	99,2%	66
<i>Navicula lanceolata</i>	99,2%	66
<i>Aneumastus stroesei</i>	99,2%	63
<i>Amphora fusca</i>	99,2%	61
<i>Odontella mobiliensis</i>	99,2%	61
<i>Uncultured stramenopile</i>	99,2%	59
<i>Eolimna minima</i>	99,2%	58
<i>Navicula bottnica</i>	99,2%	57
<i>Nitzschia supralitorea</i>	99,2%	57
<i>Rhopalodia sp.</i>	99,2%	56
<i>Chaetoceros cf.</i>	99,2%	55
<i>Schizostauron rawaii</i>	99,2%	55
<i>Placoneis cf.</i>	99,2%	53
<i>Gomphonema augur</i>	99,2%	52
<i>Rhopalodia gibba</i>	99,2%	52
<i>Naviculales sp.</i>	99,2%	48
<i>Neidium hitchcockii</i>	99,2%	48
<i>Pinnularia sp.</i>	99,2%	47
<i>Cylindrotheca closterium</i>	99,1%	45
<i>Stauroneis gracilis</i>	99,1%	45
<i>Gogorevia ovalis</i>	99,1%	44
<i>Gomphonema pseudoaugur</i>	99,0%	44
<i>Padina okinawaensis</i>	99,0%	44
<i>Cymbella affinis</i>	99,0%	43
<i>Planktosphaeria maxima</i>	99,0%	43
<i>Ulnaria ulna</i>	99,0%	43
<i>Amphora allanta</i>	99,0%	42
<i>Cyclotella meneghiniana</i>	99,0%	42
<i>Halamphora pellicula</i>	99,0%	41

<i>Uncultured heterokont</i>	99,0%	41
<i>Chaetoceros curvisetus</i>	99,0%	40
<i>Haslea nipkowii</i>	99,0%	40
<i>Bacillaria sp.</i>	99,0%	39
<i>Navicula salinicola</i>	99,0%	39
<i>Caloneis sp.</i>	99,0%	37
<i>Eolimna subminuscule</i>	99,0%	37
<i>Navicula trivialis</i>	99,0%	37
<i>Schizostauron trachyderma</i>	99,0%	36
<i>Sellaphora minima</i>	99,0%	36
<i>Nitzschia volvendirostrata</i>	99,0%	35
<i>Ardissonaea crystallina</i>	99,0%	34
<i>Chaetoceros concavicornis</i>	99,0%	32
<i>Corethron sp.</i>	99,0%	32
<i>Navicula salinarum</i>	99,0%	31
<i>Nitzschia sigmoidea</i>	99,0%	31
<i>Navicula agatkae</i>	99,0%	30
<i>Achnantheidium straubianum</i>	98,9%	30
<i>Hariotina reticulata</i>	98,9%	30
<i>Navicula cryptotenella</i>	98,9%	29
<i>Actinocyclus sp.</i>	98,8%	29
<i>Tryblionella apiculata</i>	98,8%	29
<i>Amphora affinis</i>	98,8%	28
<i>Halamphora pseudoholsatica</i>	98,8%	28
<i>Aneumastus subapiculatus</i>	98,7%	28
<i>Padina durvillei</i>	98,7%	28
<i>Plagiogramma sp.</i>	98,7%	28
<i>Seminavis sp.</i>	98,6%	28
<i>Nitzschia amphibia</i>	98,5%	27
<i>Stauroneis sp.</i>	98,5%	27
<i>Stauroneis heinii</i>	98,5%	26
<i>Neodelphineis sp.</i>	98,4%	26
<i>Nitzschia aff.</i>	98,4%	26
<i>Pseudogomphonema sp.</i>	98,4%	26
<i>Rhopalodia cf.</i>	98,4%	26
<i>Caloneis silicula</i>	98,4%	25
<i>Gomphonella tegelensis</i>	98,4%	25
<i>Munda aquilonaris</i>	98,4%	25
<i>Nitzschia palea</i>	98,4%	25
<i>Nitzschia schefferae</i>	98,4%	25
<i>Cyclostephanos sp.</i>	98,4%	24
<i>Nitzschia fonticola</i>	98,4%	24
<i>Perideraion cf.</i>	98,4%	24

<i>Cymboplectra naviculiformis</i>	98,3%	24
<i>Achnanthes catenatum</i>	98,3%	23
<i>Diatom plastids</i>	98,3%	23
<i>Biremis</i> sp.	98,2%	22
<i>Cymbella helvetica</i>	98,2%	22
<i>Geissleria frolikhiensis</i>	98,2%	22
<i>Opephora</i> sp.	98,2%	22
<i>Gomphonema intricatum</i>	98,2%	21
<i>Navicula veneta</i>	98,2%	21
<i>Ourococcus multisporus</i>	98,2%	21
<i>Fistulifera solaris</i>	98,1%	21
<i>Aneumastus rostratus</i>	98,1%	20
<i>Aneumastus tuscus</i>	98,1%	20
<i>Craspedostaurus</i> sp.	98,1%	20
<i>Eunotia pectinalis</i>	98,1%	20
<i>Gomphonema acuminatum</i>	98,1%	20
<i>Staurosira</i> sp.	98,1%	20
<i>Amphora</i> aff.	98,1%	19
<i>Gomphonema rosenstockianum</i>	98,1%	19
<i>Aneumastus macedonicus</i>	98,0%	19
<i>Delphineis</i> sp.	98,0%	19
<i>Gomphonema lagenula</i>	98,0%	19
<i>Gomphonema narodoense</i>	98,0%	19
<i>Rhizosolenia setigera</i>	98,0%	19
<i>Seminavis robusta</i>	98,0%	19
<i>Cymbella tumida</i>	98,0%	18
<i>Encyonema ventricosum</i>	98,0%	18
<i>Fallacia</i> cf.	98,0%	18
<i>Mayamaea terrestris</i>	98,0%	18
<i>Nitzschia asteropeae</i>	98,0%	18
<i>Psammothidium subatomoides</i>	98,0%	18
<i>Thalassiosira gravida</i>	98,0%	18
<i>Thalassiosira pseudonana</i>	98,0%	18
<i>Gomphonema bourbonense</i>	97,9%	18
<i>Acutodesmus deserticola</i>	97,9%	17
<i>Nitzschia taygeteae</i>	97,9%	17
<i>Dimeregramma</i> cf.	97,8%	17
<i>Nupela indonesica</i>	97,8%	17
<i>Sellaphora blackfordensis</i>	97,8%	17
<i>Pleurosigma</i> sp.	97,7%	17
<i>Raphid diatom</i>	97,7%	17
<i>Amphora lativentralis</i>	97,7%	16
<i>Cymatopleura solea</i>	97,7%	16

<i>Rhoicosigma sp.</i>	97,7%	16
<i>Staurophora sp.</i>	97,7%	16
<i>Triparma retinervis</i>	97,7%	16
<i>Diatoma tenue</i>	97,6%	16
<i>Ardissonaea baculus</i>	97,6%	15
<i>Licmophora normaniana</i>	97,6%	15
<i>Navicula rhynchotella</i>	97,6%	15
<i>Psammodictyon sp.</i>	97,6%	15
<i>Chaetoceros rotoporus</i>	97,5%	15
<i>Cymbella cistula</i>	97,5%	15
<i>Dorofeyukea kotschy</i>	97,5%	15
<i>Neidium sp.</i>	97,5%	15
<i>Desmodesmus maximus</i>	97,5%	14
<i>Frustulia krammeri</i>	97,5%	14
<i>Parlibellus sp.</i>	97,5%	14
<i>Cymatosira lorenziana</i>	97,4%	14
<i>Hydrosilicon mitra</i>	97,4%	14
<i>Nautococcus solutus</i>	97,4%	14
<i>Pauliella taeniata</i>	97,4%	14
<i>Thalassiosira bioculata</i>	97,4%	14
<i>Achnantheidium rivulare</i>	97,3%	14
<i>Desmodesmus serratus</i>	97,3%	14
<i>Nitzschia reskoi</i>	97,3%	14
<i>Geissleria decussis</i>	97,3%	13
<i>Haslea pseudostrearia</i>	97,3%	13
<i>Rhizosolenia imbricata</i>	97,3%	13
<i>Rossia sp.</i>	97,3%	13
<i>Thalassiosira nodulolineata</i>	97,3%	13
<i>Amphora proteoides</i>	97,2%	13
<i>Cymbella compacta</i>	97,2%	13
<i>Hyalosira delicatula</i>	97,2%	13
<i>Nitzschia longissima</i>	97,2%	13
<i>Hyalosynedra laevigata</i>	97,1%	13
<i>Achnantheidium kranzii</i>	97,1%	12
<i>Cocconeis cf.</i>	97,1%	12
<i>Coscinodiscus wailesii</i>	97,1%	12
<i>Cyclotella pseudostelligera</i>	97,1%	12
<i>Cymbella stuxbergii</i>	97,1%	12
<i>Desmodesmus communis</i>	97,1%	12
<i>Diatoma moniliforme</i>	97,1%	12
<i>Entomoneis sp.</i>	97,1%	12
<i>Eunotia minor</i>	97,1%	12
<i>Hapalidiales sp.</i>	97,1%	12

<i>Hyalosira interrupta</i>	97,1%	12
<i>Navicula cryptotenelloides</i>	97,1%	12
<i>Nitzschia bergii</i>	97,1%	12
<i>Padina lata</i>	97,1%	12
<i>Planothidium frequentissimum</i>	97,1%	12
<i>Sellaphora seminulum</i>	97,1%	12
<i>Sellaphora sp.</i>	97,1%	12
<i>Chlorarachnion reptans</i>	97,1%	11
<i>Euglena myxocylindracea</i>	97,1%	11
<i>Acanthoceras zachariasii</i>	97,0%	11
<i>Actinoptychus splendens</i>	97,0%	11
<i>Craspedostauros alyoubii</i>	97,0%	11
<i>Cymatopleura elliptica</i>	97,0%	11
<i>Eunotia bilunaris</i>	97,0%	11
<i>Licmophora sp.</i>	97,0%	11
<i>Melosira lineata</i>	97,0%	11
<i>Nitzschia microcephala</i>	97,0%	11
<i>Synedra sp.</i>	97,0%	11
<i>Terpsinoe musica</i>	97,0%	11
<i>Padina jonesii</i>	96,9%	11
<i>Amphora calumetica</i>	96,9%	10
<i>Amphora proteus</i>	96,9%	10
<i>Halamphora sp.</i>	96,9%	10
<i>Navicula reinhardtii</i>	96,9%	10
<i>Nitzschia umbonata</i>	96,9%	10
<i>Planothidium naradoense</i>	96,9%	10
<i>Surirella sp.</i>	96,9%	10
<i>Ascoseira mirabilis</i>	96,8%	10
<i>Bacteriastrum mediterraneum</i>	96,8%	10
<i>Bacterosira constricta</i>	96,8%	10
<i>Gogorevia uniseriata</i>	96,8%	10
<i>Gomphonella acsiae</i>	96,8%	10
<i>Haslea cf.</i>	96,8%	10
<i>Padina concrescens</i>	96,8%	10
<i>Sellaphora bacillum</i>	96,8%	10
<i>Heterokontophyta sp.</i>	96,8%	9
<i>Nitzschia frustulum</i>	96,8%	9
<i>Cyclostephanos dubius</i>	96,7%	9
<i>Bolidomonas pacifica</i>	96,6%	9
<i>Chaetoceros calcitrans</i>	96,6%	9
<i>Cladostephus spongiosum</i>	96,6%	9
<i>Encyonema sp.</i>	96,6%	9
<i>Navicula radiosa</i>	96,6%	9

<i>Neidium vandusenense</i>	96,6%	9
<i>Thalassiosira decipiens</i>	96,6%	9
<i>Actinoptychus</i> sp.	96,5%	9
<i>Berkeleya fennica</i>	96,5%	9
<i>Dictyota</i> sp.	96,5%	9
<i>Rhodonematella subimmersa</i>	96,5%	9
<i>Bacillariophyta</i> sp.	96,4%	8
<i>Cyclophora</i> cf.	96,4%	8
<i>Discostella nipponica</i>	96,4%	8
<i>Fragilaria rumpens</i>	96,4%	8
<i>Hippodonta capitata</i>	96,4%	8
<i>Monoraphid diatom</i>	96,4%	8
<i>Rossithidium anastasiae</i>	96,4%	8
<i>Stauroneis</i> cf.	96,4%	8
<i>Amphora sulcata</i>	96,3%	8
<i>Padina undulata</i>	96,3%	8
<i>Pinnularia grunowii</i>	96,3%	8
<i>Psammothidium abundans</i>	96,3%	8
<i>Psammothidium papilio</i>	96,3%	8
<i>Scoliopleura peisonis</i>	96,3%	8
<i>Stauroneis phoenicenteron</i>	96,3%	8
<i>Triparma</i> aff.	96,3%	8
<i>Biremis panamae</i>	96,2%	8
<i>Cymbella heterogibbosa</i>	96,2%	8
<i>Hyalosynedra hyalina</i>	96,2%	8
<i>Serratifera varisterna</i>	96,2%	8
<i>Auricula</i> cf.	96,2%	7
<i>Fallacia</i> sp.	96,2%	7
<i>Hildenbrandia rubra</i>	96,2%	7
<i>Stictocyclus stictodiscus</i>	96,2%	7
<i>Achnanthidium daonense</i>	96,1%	7
<i>Bacillariophycidae</i> sp.	96,1%	7
<i>Chrysowaernella hieroglyphica</i>	96,1%	7
<i>Fragilaria</i> sp.	96,1%	7
<i>Helicotheca tamesis</i>	96,1%	7
<i>Karayevia ploenensis</i>	96,1%	7
<i>Luticola sparsipunctata</i>	96,1%	7
<i>Lyrella hennedyi</i>	96,1%	7
<i>Surirella</i> cf.	96,1%	7
<i>Urosolenia eriensis</i>	96,1%	7
<i>Chaetophoropsis polyrhiza</i>	96,0%	7
<i>Encyonopsis</i> sp.	96,0%	7
<i>Rhopalodia contorta</i>	96,0%	7

<i>Uncultured Thalassionema</i>	96,0%	7
<i>Actinocyclus subtilis</i>	96,0%	6
<i>Anabaena crassa</i>	96,0%	6
<i>Hyalosira tropicalis</i>	96,0%	6
<i>Sellaphora obesa</i>	96,0%	6
<i>Thalassiosira cf.</i>	96,0%	6
<i>Bacterosira bathyomphala</i>	95,9%	6
<i>Diploneis parca</i>	95,9%	6
<i>Amphora obtusa</i>	95,8%	6
<i>Bacterosira sp.</i>	95,8%	6
<i>Eustigmatophyceae sp.</i>	95,8%	6
<i>Licmophora paradoxa</i>	95,8%	6
<i>Pinnularia parvulissima</i>	95,8%	6
<i>Schimmelmannia benzaiteniana</i>	95,8%	6
<i>Eunotogramma sp.</i>	95,7%	6
<i>Nitzschia alicae</i>	95,7%	6
<i>Sellaphora lanceolata</i>	95,7%	6
<i>Synedra ulna</i>	95,7%	6
<i>Chaetoceros muellerii</i>	95,6%	6
<i>Cyclotella cryptica</i>	95,6%	6
<i>Encyonema muelleri</i>	95,6%	6
<i>Halamphora pertusa</i>	95,6%	6
<i>Halamphora turgida</i>	95,6%	6
<i>Haslea tsukamotoi</i>	95,6%	6
<i>Licmophora colosalis</i>	95,6%	6
<i>Cerataulina daemon</i>	95,5%	6
<i>Detonula confervacea</i>	95,5%	6
<i>Gomphonema angustatum</i>	95,5%	6
<i>Halamphora coffeaeformis</i>	95,5%	6
<i>Hendeyella dimeregrammopsis</i>	95,5%	6
<i>Homoeostrichus sinclairii</i>	95,5%	6
<i>Navicula glaciei</i>	95,5%	6
<i>Pachydictyon coriaceum</i>	95,5%	6
<i>Chlamydomonas sp.</i>	95,5%	5
<i>Scenedesmus quadricauda</i>	95,5%	5
<i>Serratifera namibica</i>	95,5%	5
<i>Achnanthes chlidanos</i>	95,4%	5
<i>Analipus japonicus</i>	95,4%	5
<i>Aneumastus sp.</i>	95,4%	5
<i>Encyonema triangulum</i>	95,4%	5
<i>Fistulifera pelliculosa</i>	95,4%	5
<i>Neofragilaria stilus</i>	95,4%	5
<i>Nitzschia paleacea</i>	95,4%	5

<i>Pseudostaurosira elliptica</i>	95,4%	5
<i>Rossithidium petersenii</i>	95,4%	5
<i>Encyonema cf.</i>	95,3%	5
<i>Lambertocellus africana</i>	95,3%	5
<i>Leptocylindrus danicus</i>	95,3%	5
<i>Nothogenia chilensis</i>	95,3%	5
<i>Porolithon sp.</i>	95,3%	5
<i>Psammogramma vigoensis</i>	95,3%	5
<i>Chaetoceros constrictus</i>	95,2%	5
<i>Didymosphenia geminata</i>	95,2%	5
<i>Gazia australica</i>	95,2%	5
<i>Gomphonema angusticephalum</i>	95,2%	5
<i>Leveillea jungermannioides</i>	95,2%	5
<i>Nitzschia aequorea</i>	95,2%	5
<i>Terpsinoe muninensis</i>	95,2%	5
<i>Navicula vara</i>	95,1%	5
<i>Pinnularia neomajor</i>	95,1%	5
<i>Serratifera sp.</i>	95,1%	5
<i>Aneumastus rhombicus</i>	95,1%	4
<i>Fragilariopsis cylindrus</i>	95,1%	4
<i>Protoraphis atlantica</i>	95,1%	4
<i>Pseudictyota dubia</i>	95,1%	4
<i>Rhizosolenia sp.</i>	95,1%	4
<i>Rhoicosphenia stoermeri</i>	95,1%	4
<i>Stephanodiscus niagarae</i>	95,1%	4
<i>Thalassiosira profunda</i>	95,1%	4
<i>Caloneis lewisii</i>	95,0%	4
<i>Gomphoneis okunoi</i>	95,0%	4
<i>Gymnoclora stellata</i>	95,0%	4
<i>Neocalyptrella robusta</i>	95,0%	4
<i>Uncultured Odontella</i>	95,0%	4
<i>Bacteriastrum jadranum</i>	94,9%	4
<i>Neidium lavoieanum</i>	94,9%	4
<i>Parlibellus hamulifer</i>	94,9%	4
<i>Stauroneis subgracilis</i>	94,9%	4
<i>Tryblionella sp.</i>	94,9%	4
<i>Caespitella pascheri</i>	94,8%	4
<i>Chaetoceros laevisporus</i>	94,8%	4
<i>Fragilaria joachimii</i>	94,8%	4
<i>Navicula sclesviscensis</i>	94,8%	4
<i>Cymbella proxima</i>	94,7%	4
<i>Dictyota hamifera</i>	94,7%	4
<i>Encyonema macedonicum</i>	94,7%	4

<i>Mediopyxis</i> sp.	94,7%	4
<i>Melosira</i> sp.	94,7%	4
<i>Neidium iridis</i>	94,7%	4
<i>Nitzschia acicularis</i>	94,7%	4
<i>Sellaphora</i> cf.	94,7%	4
<i>Serratifera brevis</i>	94,7%	4
<i>Cratericulifera crinigera</i>	94,6%	4
<i>Fragilariophyceae</i> sp.	94,6%	4
<i>Frustulia bahlsii</i>	94,6%	4
<i>Schimmelmannia plumosa</i>	94,6%	4
<i>Gedaniella panicellus</i>	94,5%	4
<i>Grammonema</i> sp.	94,5%	4
<i>Amphora libyca</i>	94,4%	4
<i>Chaetoceros peruvianus</i>	94,4%	4
<i>Dictyota dichotoma</i>	94,4%	4
<i>Epithemia iriomotensis</i>	94,4%	4
<i>Extubocellulus cupola</i>	94,4%	4
<i>Nupela</i> sp.	94,4%	4
<i>Padina moffittiana</i>	94,4%	4
<i>Serratifera parkii</i>	94,4%	4
<i>Thalassiosira pacifica</i>	94,4%	4
<i>Anaulus australis</i>	94,3%	4
<i>Haslea</i> sp.	94,3%	4
<i>Laminarionema elsbetiae</i>	94,3%	4
<i>Achnanthes</i> sp.	94,2%	4
<i>Chaetoceros debilis</i>	94,2%	4
<i>Mesophyllum lichenoides</i>	94,2%	4
<i>Chaetoceros dayaensis</i>	94,1%	4
<i>Wrangelia tanegana</i>	94,1%	4
<i>Dilsea natashae</i>	94,1%	3
<i>Nitzschia capitellata</i>	94,1%	3
<i>Nitzschia costei</i>	94,1%	3
<i>Campylodiscus fastuosus</i>	94,0%	3
<i>Chthamalus moro</i>	94,0%	3
<i>Eunotia naegelii</i>	94,0%	3
<i>Gomphonema affine</i>	94,0%	3
<i>Haslea silbo</i>	94,0%	3
<i>Hippodonta</i> sp.	94,0%	3
<i>Mastogloia</i> sp.	94,0%	3
<i>Nitzschia draveillensis</i>	94,0%	3
<i>Pinnularia acrosphaeria</i>	94,0%	3
<i>Pinnularia</i> cf.	94,0%	3
<i>Placoneis abiskoensis</i>	94,0%	3

<i>Rice chloroplast</i>	94,0%	3
<i>Scenedesmus sp.</i>	94,0%	3
<i>Stauroforma rinceana</i>	93,9%	3
<i>Thalassiosira delicatula</i>	93,9%	3
<i>Amphora waldeniana</i>	93,8%	3
<i>Fragilaria heatherae</i>	93,8%	3
<i>Gomphonema clevei</i>	93,8%	3
<i>Ralfsia sp.</i>	93,8%	3
<i>Epithemia parallela</i>	93,7%	3
<i>Gomphonemopsis cf.</i>	93,7%	3
<i>Homo sapiens</i>	93,7%	3
<i>Thalassiosira sp.</i>	93,7%	3
<i>Discostella sp.</i>	93,6%	3
<i>Planothidium suncheonmanense</i>	93,6%	3
<i>Amphora aliformis</i>	93,5%	3
<i>Amphora graeffeana</i>	93,5%	3
<i>Chaetoceros pseudocurvisetus</i>	93,5%	3
<i>Craticula cf.</i>	93,5%	3
<i>Hantzschia amphioxys</i>	93,5%	3
<i>Nitzschia varelae</i>	93,5%	3
<i>Pseudo-nitzschia sp.</i>	93,5%	3
<i>Uncultured Rhizosolenia</i>	93,5%	3
<i>Verosphacella ebrachia</i>	93,5%	3
<i>Bellerochea malleus</i>	93,4%	3
<i>Nannochloropsis oceanica</i>	93,4%	3
<i>Ankistrodesmus arcuatus</i>	93,3%	3
<i>Coscinodiscus sp.</i>	93,3%	3
<i>Cylindrotheca sp.</i>	93,3%	3
<i>Dinotrrix paradoxa</i>	93,3%	3
<i>Mallomonas striata</i>	93,3%	3
<i>Neidiomorpha binodiformis</i>	93,3%	3
<i>Neidiomorpha binodis</i>	93,3%	3
<i>Padina melemele</i>	93,3%	3
<i>Stephanodiscus minutulus</i>	93,3%	3
<i>Taonia atomaria</i>	93,3%	3
<i>Triparma strigata</i>	93,3%	3
<i>Asperococcus fistulosus</i>	93,2%	3
<i>Characiopsis sp.</i>	93,2%	3
<i>Chlamydomodium vacuolatum</i>	93,2%	3
<i>Padina minor</i>	93,2%	3
<i>Serratifera takanoi</i>	93,2%	3
<i>Thalassiosira delicata</i>	93,2%	3
<i>Amphiroa rigida</i>	93,1%	3

<i>Dictyota friabilis</i>	93,1%	3
<i>Melanosiphon intestinalis</i>	93,1%	3
<i>Proschkinia</i> sp.	93,1%	3
<i>Pyropia kinositae</i>	93,1%	3
<i>Sahlingia subintegra</i>	93,1%	3
<i>Chlorococcum diplobionticum</i>	93,1%	2
<i>Desmodesmus pirkollei</i>	93,1%	2
<i>Pinnularia divergens</i>	93,1%	2
<i>Amphora abludens</i>	93,0%	2
<i>Auricula mirabilis</i>	93,0%	2
<i>Bacillaria paxillifer</i>	93,0%	2
<i>Entomoneis paludosa</i>	93,0%	2
<i>Eunotia flexuosa</i>	93,0%	2
<i>Halamphora nipponensis</i>	93,0%	2
<i>Licmophora flucticulata</i>	93,0%	2
<i>Monoraphidium contortum</i>	93,0%	2
<i>Navicula perminuta</i>	93,0%	2
<i>Pseudostaurosira</i> sp.	93,0%	2
<i>Craticula importuna</i>	92,9%	2
<i>Frustulia</i> cf.	92,9%	2
<i>Gomphonema productum</i>	92,9%	2
<i>Halamphora</i> cf.	92,9%	2
<i>Navicula slesvicensis</i>	92,9%	2
<i>Neofragilaria</i> cf.	92,9%	2
<i>Odontella longicruris</i>	92,9%	2
<i>Surirella</i> sp.1	92,9%	2
<i>Aeodes nitidissima</i>	92,8%	2
<i>Ascochloris multinucleata</i>	92,8%	2
<i>Pinnularia stomatophora</i>	92,8%	2
<i>Punctastriata</i> sp.	92,8%	2
<i>Surirella angusta</i>	92,8%	2
<i>Nitzschia curvilineata</i>	92,7%	2
<i>Nitzschia gracilis</i>	92,7%	2
<i>Planothidium taeansa</i>	92,7%	2
<i>Psammodictyon panduriforme</i>	92,7%	2
<i>Pseudellipsoidion</i> sp.	92,7%	2
<i>Sellaphora capitata</i>	92,7%	2
<i>Stauroneis simulans</i>	92,7%	2
<i>Thalassiosira tumida</i>	92,7%	2
<i>Amphora sublaevis</i>	92,6%	2
<i>Cocconeis mascarenica</i>	92,6%	2
<i>Coscinodiscus granii</i>	92,6%	2
<i>Cymbella lanceolata</i>	92,6%	2

<i>Entomoneis ornata</i>	92,6%	2
<i>Fragilaria bidens</i>	92,6%	2
<i>Tryblionella hungarica</i>	92,6%	2
<i>Dictyota cymatophila</i>	92,5%	2
<i>Padina sp.</i>	92,5%	2
<i>Plagiogramma tsawwassen</i>	92,5%	2
<i>Roundia cardiophora</i>	92,5%	2
<i>Chaetoceros rostratus</i>	92,4%	2
<i>Chlamydomonas perpusilla</i>	92,4%	2
<i>Cryptosiphonia woodii</i>	92,4%	2
<i>Desmodesmus denticulatus</i>	92,4%	2
<i>Halamphora subturgida</i>	92,4%	2
<i>Paralia longispina</i>	92,4%	2
<i>Anotrichium yagii</i>	92,3%	2
<i>Brockmanniella brockmannii</i>	92,3%	2
<i>Corallinapetra novaezelandiae</i>	92,3%	2
<i>Fragilaria perminuta</i>	92,3%	2
<i>Padina moffittianoides</i>	92,3%	2
<i>Pseudo-nitzschia pseudodelicatissima</i>	92,3%	2
<i>Uncultured Hemiaulus</i>	92,3%	2
<i>Asterionellopsis glacialis</i>	92,2%	2
<i>Frustulia erifuga</i>	92,2%	2
<i>Navicula flagellifera</i>	92,2%	2
<i>Pseudo-nitzschia granii</i>	92,2%	2
<i>Staurosirella martyi</i>	92,2%	2
<i>Tsengia sp.</i>	92,1%	2
<i>Freycinetia banksii</i>	92,0%	2
<i>Astartiella wangii</i>	91,9%	2
<i>Dictyota intermedia</i>	91,9%	2
<i>Durinskia capensis</i>	91,9%	2
<i>Lauderia sp.</i>	91,9%	2
<i>Mesophyllum sp.</i>	91,9%	2
<i>Virgulinea fragilis</i>	91,9%	2
<i>Melosira dubia</i>	91,8%	2
<i>Amphora vixvisibilis</i>	91,7%	2
<i>Asterionella formosa</i>	91,7%	2
<i>Halamphora gibba</i>	91,7%	2
<i>Helicotheca sp.</i>	91,7%	2
<i>Plagiosiriata baltica</i>	91,7%	2
<i>Prasiola sp.</i>	91,7%	2
<i>Thalassiosira antarctica</i>	91,7%	2
<i>Amphipleura pellucida</i>	91,6%	2
<i>Antithamnion hubbsii</i>	91,6%	2

<i>Coscinodiscophyceae sp.</i>	91,6%	2
<i>Extubocellulus sp.</i>	91,6%	2
<i>Heribaudiella fluviatilis</i>	91,6%	2
<i>Cymatosira cf.</i>	91,5%	2
<i>Extubocellulus spinifer</i>	91,5%	2
<i>Guinardia striata</i>	91,5%	2
<i>Nitzschia rectilonga</i>	91,5%	2
<i>Odontella aurita</i>	91,5%	2
<i>Pierrecomperia catenuloides</i>	91,5%	2
<i>Bellerochea horologicalis</i>	91,4%	2
<i>Gazia saundersii</i>	91,4%	2
<i>Leptocylindrus hargravesii</i>	91,4%	2
<i>Cyclophora castracanei</i>	91,3%	2
<i>Nannochloropsis oculata</i>	91,3%	2
<i>Peyssonnelia sp.</i>	91,3%	2
<i>Synchroma grande</i>	91,3%	2
<i>Synura conopea</i>	91,3%	2
<i>Synura leptorrhabda</i>	91,3%	2
<i>Coscinodiscus radiatus</i>	91,2%	2
<i>Dictyota diemensis</i>	91,2%	2
<i>Halamphora cymbifera</i>	91,2%	2
<i>Licmosphenia peragallioides</i>	91,2%	2
<i>Lucasia sp.</i>	91,2%	2
<i>Meridionella antarctica</i>	91,2%	2
<i>Planothidium cf.</i>	91,2%	2
<i>Protosiphon botryoides</i>	91,2%	2
<i>Symphyocladia sp.</i>	91,2%	2
<i>Botryocladia caraibica</i>	91,1%	2
<i>Chondrophycus cartilagineus</i>	91,1%	2
<i>Dimeregramma minor</i>	91,1%	2
<i>Gelidium sp.</i>	91,1%	2
<i>Gracilaria cuneata</i>	91,1%	2
<i>Padina imbricata</i>	91,1%	2
<i>Predaea sp.</i>	91,1%	2
<i>Amphora commutata</i>	91,0%	2
<i>Cymbella aspera</i>	91,0%	2
<i>Chaetoceros sp.</i>	90,9%	2
<i>Mallomonas cratis</i>	90,9%	2
<i>Rhizochromulina marina</i>	90,9%	2
<i>Stellarima microtrias</i>	90,9%	2
<i>Haslea nusantara</i>	90,8%	2
<i>Pleurosira laevis</i>	90,8%	2
<i>Pterocладиella melanoidea</i>	90,8%	2

<i>Encyonema silesiacum</i>	90,8%	1
<i>Fistulifera sp.</i>	90,8%	1
<i>Dilsea pygmaea</i>	90,7%	1
<i>Thalassionema sp.</i>	90,7%	1
<i>Glaucopsyche alexis</i>	90,6%	1
<i>Egretta menziesii</i>	90,5%	1
<i>Gossypium raimondii</i>	90,5%	1
<i>Halamphora semperpalorum</i>	90,5%	1
<i>Ochromonas perlata</i>	90,5%	1
<i>Parviphycus sp.</i>	90,5%	1
<i>Staurosira sp.</i>	90,5%	1
<i>Acanthoceras sp.</i>	90,4%	1
<i>Allium cepa</i>	90,4%	1
<i>Cylindrocystis sp.</i>	90,3%	1
<i>Neidium affine</i>	90,3%	1
<i>Pinnularia termitina</i>	90,3%	1
<i>Stephanodiscus reimerii</i>	90,3%	1
<i>Amphora lineolata</i>	90,2%	1
<i>Ctenophora pulchella</i>	90,2%	1
<i>Nitzschia acidoclinata</i>	90,2%	1
<i>Nitzschia perminuta</i>	90,2%	1
<i>Placoneis clementis</i>	90,2%	1
<i>Ulnaria acus</i>	90,2%	1
<i>Attheya decora</i>	90,1%	1
<i>Halamphora aponina</i>	90,1%	1
<i>Neosynedra provincialis</i>	90,1%	1
<i>Ophiocytium capitatum</i>	90,1%	1
<i>Palmerina hardmaniana</i>	90,1%	1
<i>Ochromonas cf.</i>	90,0%	1
<i>Ochromonas sphaerocystis</i>	90,0%	1
<i>Paraeustigmatos columelliferus</i>	90,0%	1
<i>Parlibellus berkeleyi</i>	90,0%	1
<i>Dinophyta sp.</i>	89,9%	1
<i>Halamphora parvipunctata</i>	89,9%	1
<i>Nitzschia aurariae</i>	89,9%	1
<i>Pseudo-nitzschia delicatissima</i>	89,9%	1
<i>Munda sp.</i>	89,8%	1
<i>Peridiniopsis penardii</i>	89,8%	1
<i>Meuniera membranacea</i>	89,7%	1
<i>Neidium fossum</i>	89,7%	1
<i>Pinnularia subcommutata</i>	89,7%	1
<i>Centronella reicheltii</i>	89,6%	1
<i>Fragilaria crotonensis</i>	89,6%	1

<i>Leplaea thompsonii</i>	89,6%	1
<i>Chaetoceros teres</i>	89,5%	1
<i>Leplaea laurentii</i>	89,5%	1
<i>Paphiopedilum venustum</i>	89,5%	1
<i>Sphaeramia orbicularis</i>	89,5%	1
<i>Synedra acus</i>	89,5%	1
<i>Toxarium undulatum</i>	89,5%	1
<i>Ceramium gaditanum</i>	89,4%	1
<i>Chaetoceros gracilis</i>	89,4%	1
<i>Dictyota coriacea</i>	89,4%	1
<i>Halamphora pseudohyalina</i>	89,3%	1
<i>Planothidium sp.</i>	89,3%	1
<i>Psammogramma anacarae</i>	89,2%	1
<i>Seminavis cf.</i>	89,2%	1
<i>Amphora beaufortiana</i>	89,1%	1
<i>Cyclotella cf.</i>	89,1%	1
<i>Cymboppleura inaequalis</i>	89,1%	1
<i>Halamphora coloradiana</i>	89,1%	1
<i>Halamphora veneta</i>	89,1%	1
<i>Plagiochila javanica</i>	89,1%	1
<i>Amphora pseudograeffeana</i>	89,0%	1
<i>Cryptophyta sp.</i>	89,0%	1
<i>Fragilaria agnesiae</i>	89,0%	1
<i>Pseudostaurosira brevistriata</i>	89,0%	1
<i>Encyonema prostratum</i>	88,9%	1
<i>Lampriscus shadboltianum</i>	88,9%	1
<i>Navicula incertata</i>	88,9%	1
<i>Pseudostaurosiropsis sp.</i>	88,9%	1
<i>Stephanodiscus sp.</i>	88,9%	1
<i>Desmodesmus bicellularis</i>	88,8%	1
<i>Dimeregramma minus</i>	88,8%	1
<i>Perideraion elongatum</i>	88,8%	1
<i>Vaucheria aversa</i>	88,8%	1
<i>Haslea crucigera</i>	88,7%	1
<i>Navicula pseudacceptata</i>	88,7%	1
<i>Epithemia sp.</i>	88,6%	1
<i>Haslea feriarum</i>	88,6%	1
<i>Cymbella baicalensis</i>	88,5%	1
<i>Fallacia monoculata</i>	88,5%	1
<i>Nitzschia dubia</i>	88,5%	1
<i>Frustulia gaertnerae</i>	88,4%	1
<i>Neodilsea borealis</i>	88,4%	1
<i>Xanthonema hormidioides</i>	88,4%	1

<i>Chaetoceros tortissimus</i>	88,3%	1
<i>Plocamium telfairiae</i>	88,3%	1
<i>Thalassiosira angulata</i>	88,3%	1
<i>Halamphora oligotrachenta</i>	88,2%	1
<i>Licmophora abbreviata</i>	88,2%	1
<i>Nanofrustulum wachnickianum</i>	88,2%	1
<i>Navicula ramosissima</i>	88,2%	1
<i>Hendeyella rhombica</i>	88,1%	1
<i>Cocconeis sp.</i>	88,0%	1
<i>Eucampia zodiacus</i>	88,0%	1
<i>Xanthonema mucicolum</i>	88,0%	1
<i>Xanthonema mucicolum</i>	88,0%	1
<i>Coccobotrys verrucariae</i>	87,9%	1
<i>Melosira moniliformis</i>	87,9%	1
<i>Monoraphidium sp.</i>	87,9%	1
<i>Pinnularia acuminata</i>	87,9%	1
<i>Plagiogramma staurophorum</i>	87,9%	1
<i>Zostera caespitosa</i>	87,9%	1
<i>Mastophoropsis canaliculata</i>	87,8%	1
<i>Asterionellopsis sp.</i>	87,7%	1
<i>Cymbella sp.</i>	87,6%	1
<i>Leyanella arenaria</i>	87,6%	1
<i>Pleurochloridella botrydiopsis</i>	87,6%	1
<i>Wetherbeella australica</i>	87,6%	1
<i>Callophycus africanus</i>	87,5%	1
<i>Halamphora montana</i>	87,5%	1
<i>Plocamium cartilagineum</i>	87,5%	1
<i>Pterosiphonia dendroidea</i>	87,5%	1
<i>Benstonea copelandii</i>	87,4%	1
<i>Cyclotella distinguenda</i>	87,3%	1
<i>Entomoneis pulchra</i>	87,3%	1
<i>Rhodophysemopsis hyperborea</i>	87,3%	1
<i>Rhoikoneis sp.</i>	87,3%	1
<i>Endictya oceanica</i>	87,2%	1
<i>Rhizosolenia shrubsolei</i>	87,2%	1
<i>Meristotheca papulosa</i>	87,1%	1
<i>Halamphora tumida</i>	87,0%	1
<i>Schimmelmannia elegans</i>	87,0%	1
<i>Carinasigma minuta</i>	86,8%	1
<i>Odontella sp.</i>	86,8%	1
<i>Amphora hyalina</i>	86,7%	1
<i>Ditylum sol</i>	86,7%	1
<i>Ellerbeckia sp.</i>	86,7%	1

<i>Euglena geniculata</i>	86,7%	1
<i>Euglena mutabilis</i>	86,7%	1
<i>Stephanopyxis turris</i>	86,7%	1
<i>Chaetoceros simplex</i>	86,6%	1
<i>Fragilariaceae sp.</i>	86,6%	1
<i>Nitzschia lembiformis</i>	86,6%	1
<i>Audouinella arcuata</i>	86,5%	1
<i>Dorofeyukea indokotschy</i>	86,5%	1
<i>Frustulia sp.</i>	86,5%	1
<i>Meridionella obtusangula</i>	86,5%	1
<i>Eunotia cf.</i>	86,4%	1
<i>Fritschiella sp.</i>	86,4%	1
<i>Stricosus gracilis</i>	86,4%	1
<i>Neothemis iberica</i>	86,3%	1
<i>Predaea feldmannii</i>	86,3%	1
<i>Uncultured eustigmatophyte</i>	86,2%	1
<i>Biddulphia tridens</i>	86,1%	1
<i>Frustulia vulgaris</i>	86,1%	1
<i>Maltebrunia leersioides</i>	86,1%	1
<i>Petrodictyon gemma</i>	86,1%	1
<i>Sartidia isaloensis</i>	86,1%	1
<i>Gomphonema longissimum</i>	86,0%	1
<i>Mallomonas alpina</i>	86,0%	1
<i>Synura mollispina</i>	86,0%	1
<i>Thalassiosira oceanica</i>	86,0%	1
<i>Cyclotella striata</i>	85,9%	1
<i>Mallomonas akrokomos</i>	85,9%	1
<i>Rhizosolenia fallax</i>	85,9%	1
<i>Chorda filum</i>	85,7%	1
<i>Zostera japonica</i>	85,7%	1
<i>Chrysanthemodiscus sp.</i>	85,6%	1
<i>Eunotogramma lunatum</i>	85,5%	1
<i>Pleurosigma stuxbergii</i>	85,5%	1
<i>Gedaniella boltonii</i>	85,4%	1
<i>Hypnea sp.</i>	85,4%	1
<i>Newhousia imbricata</i>	85,1%	1
<i>Pachydictyon polycladum</i>	85,1%	1
<i>Amphiprora alata</i>	84,9%	1
<i>Chattonella marina</i>	84,9%	1
<i>Neogoniolithon spectabile</i>	84,9%	1
<i>Padina boryana</i>	84,9%	1
<i>Ralfsiacean_GWS3 sp.</i>	84,9%	1
<i>Talaroneis posidoniae</i>	84,9%	1

<i>Serratifera nosybeana</i>	84,8%	1
<i>Uncultured Guinardia</i>	84,8%	1
<i>Synura mammillosa</i>	84,7%	1
<i>Glyphodesmis sp.</i>	84,6%	1
<i>Gredgaria maugiana</i>	84,5%	1
<i>Nitzschia tubicola</i>	84,5%	1
<i>Eunotogramma laevis</i>	84,4%	1
<i>Chaetoceros thronsenii</i>	84,3%	1
<i>Amphiroa sp.</i>	84,2%	1
<i>Gloiopeltis sp.</i>	84,1%	1
<i>Halaphora holsatica</i>	84,0%	1
<i>Ceramium cimbricum</i>	83,8%	1
<i>Dasyclonium incisum</i>	83,8%	1
<i>Eucampia antarctica</i>	83,6%	1
<i>Gracilaria curtissiae</i>	83,6%	1
<i>Sellaphora laevissima</i>	83,6%	1
<i>Thalassiosira eccentrica</i>	83,5%	1
<i>Laurencia pumila</i>	83,2%	1
<i>Kirchneriella irregularis</i>	83,1%	1
<i>Nothogenia sp.</i>	83,1%	1
<i>Gloiopeltis complanata</i>	82,9%	1
<i>Phyllotricha verruculosum</i>	82,9%	1
<i>Epithemia sorex</i>	82,3%	1
<i>Sellaphora auldreekie</i>	82,1%	1
<i>Nitzschia valdestriata</i>	82,0%	1
<i>Lithothamnion squamulosum</i>	81,8%	1
<i>Gracilaria flabelliformis</i>	81,7%	1
<i>Chrysoparadoxa australica</i>	81,6%	1
<i>Polyostea hamata</i>	81,5%	1
<i>Campylodiscus clypeus</i>	81,0%	1
<i>Lyrella sp.</i>	81,0%	1
<i>Sphacelaria plumosa</i>	80,9%	1
<i>Pinnularia viridiformis</i>	80,8%	1
<i>Madagascaria erythrocladioides</i>	79,8%	1
<i>Staurosira construens</i>	79,8%	1
<i>Hydropuntia rangiferina</i>	79,4%	1
<i>Bacillariophyceae sp.</i>	79,2%	1
<i>Coleochaete soluta</i>	79,0%	1
<i>Curvastrum pantanale</i>	78,9%	1
<i>Spirogyra sp.</i>	78,9%	1
<i>Pinnularia shivae</i>	78,8%	1
<i>Pleurosira sp.</i>	78,8%	1
<i>Cyclophora tenuis</i>	78,7%	1

<i>Mastogloia fimbriata</i>	78,4%	1
<i>Dendroligotrichum dendroides</i>	77,9%	1
<u>Toplam Tür Sayısı: 856</u>		
<u>Birinci İstasyon Toplam Okuma Sayısı: 51175</u>		

Ek 4 Diaotom 2. İstasyon Tür Listesi

İkinci İstasyon Tür İsimleri	Veri Tabanı Eşleşme Oranları (%)	Okuma Sayıları
<i>Achnanthidium minutissimum</i>	100,0%	14004
<i>Achnanthidium sp.</i>	100,0%	5469
<i>Uncultured marine</i>	100,0%	3730
<i>Ulnaria sp.</i>	100,0%	3447
<i>Uncultured organism</i>	100,0%	2133
<i>Ulnaria ulna</i>	100,0%	1347
<i>Achnanthidium pyrenaicum</i>	100,0%	999
<i>Encyonema minutum</i>	100,0%	977
<i>Gomphonema capitatum</i>	100,0%	970
<i>Encyonema silesiacum</i>	100,0%	942
<i>Gomphonema pumilum</i>	100,0%	671
<i>Reimeria uniseriata</i>	100,0%	646
<i>Diploneis sp.</i>	100,0%	640
<i>Cymbella affinis</i>	100,0%	637

<i>Uncultured phototrophic</i>	100,0%	583
<i>Luticola ventricosa</i>	100,0%	529
<i>Diploneis vacillans</i>	100,0%	456
<i>Encyonema cf.</i>	100,0%	413
<i>Nitzschia sp.</i>	100,0%	396
<i>Uncultured stramenopile</i>	100,0%	375
<i>Neodelphineis sp.</i>	100,0%	374
<i>Uncultured microorganism</i>	100,0%	352
<i>Urosolenia eriensis</i>	100,0%	345
<i>Attheya septentrionalis</i>	100,0%	332
<i>Uncultured eukaryote</i>	100,0%	320
<i>Terpsinoe americana</i>	100,0%	301
<i>Rhoicosphenia cf.</i>	100,0%	299
<i>Nitzschia cf.</i>	100,0%	284
<i>Nitzschia volvendirostrata</i>	100,0%	274
<i>Achnanthidium digitatum</i>	100,0%	270
<i>Rhopalodia gibba</i>	100,0%	270
<i>Caloneis amphisbaena</i>	100,0%	261
<i>Uncultured bacterium</i>	100,0%	259
<i>Delphineis sp.</i>	100,0%	240
<i>Gomphonema acuminatum</i>	100,0%	239
<i>Navicula sp.</i>	100,0%	218
<i>Gomphonella olivacea</i>	100,0%	217
<i>Chaetoceros curvisetus</i>	100,0%	213
<i>Mayamaea permitis</i>	100,0%	211
<i>Nitzschia inconspicua</i>	100,0%	208
<i>Neidium amphigomphus</i>	100,0%	207
<i>Sellaphora pupula</i>	100,0%	205
<i>Amphora copulata</i>	100,0%	199
<i>Synedra sp.</i>	100,0%	190
<i>Cymbella helvetica</i>	100,0%	171
<i>Uncultured phytoplankton</i>	100,0%	171
<i>Eunotia sp.</i>	100,0%	168
<i>Achnanthidium straubianum</i>	100,0%	165
<i>Achnanthidium cf.</i>	100,0%	164
<i>Achnanthidium saprophilum</i>	100,0%	160
<i>Navicula cryptocephala</i>	100,0%	154
<i>Eunotia pectinalis</i>	100,0%	153
<i>Eustigmatophyceae sp.</i>	100,0%	149
<i>Chaetoceros concavicornis</i>	100,0%	145
<i>Gomphonema truncatum</i>	100,0%	139
<i>Synedra ulna</i>	100,0%	139
<i>Halumphora borealis</i>	100,0%	131

<i>Cyclotella meneghiniana</i>	100,0%	130
<i>Achnantheidium catenatum</i>	100,0%	129
<i>Cymbella tumida</i>	100,0%	129
<i>Nitzschia palea</i>	100,0%	128
<i>Eolimna</i> sp.	100,0%	117
<i>Reimeria sinuata</i>	100,0%	116
<i>Cymboplectura subcuspidata</i>	100,0%	114
<i>Gomphonema minutum</i>	100,0%	114
<i>Encyonema ventricosum</i>	100,0%	112
<i>Hyalosynedra laevigata</i>	100,0%	112
<i>Biddulphia alternans</i>	100,0%	111
<i>Fragilaria rumpens</i>	100,0%	111
<i>Mayamaea atomus</i>	100,0%	105
<i>Nitzschia supralitoria</i>	100,0%	102
<i>Ardissonia crystallina</i>	100,0%	100
<i>Lithodesmium intricatum</i>	100,0%	98
<i>Gomphonema minuta</i>	100,0%	94
<i>Cymbella compacta</i>	100,0%	91
<i>Diploneis</i> cf.	100,0%	88
<i>Melosira varians</i>	100,0%	87
Uncultured diatom	100,0%	87
<i>Nitzschia longissima</i>	99,3%	86
<i>Fistulifera saprophila</i>	99,3%	84
<i>Rhopalodia</i> cf.	99,3%	82
<i>Rhopalodia contorta</i>	99,2%	81
<i>Licmophora colosalis</i>	99,2%	80
<i>Synedra acus</i>	99,2%	79
<i>Gomphonema</i> sp.	99,2%	76
<i>Luticola sparsipunctata</i>	99,2%	76
<i>Diploneis subovalis</i>	99,2%	75
<i>Fragilaria</i> sp.	99,2%	73
<i>Eolimna minima</i>	99,2%	71
<i>Cymbella lanceolata</i>	99,2%	70
<i>Nitzschia dissipata</i>	99,2%	70
<i>Gomphonema parvulum</i>	99,2%	69
<i>Gyrosigma</i> sp.	99,2%	69
<i>Eunotia minor</i>	99,2%	68
<i>Nitzschia linearis</i>	99,2%	67
<i>Fragilaria heatherae</i>	99,1%	65
<i>Encyonema</i> sp.	99,1%	64
<i>Nitzschia amphibia</i>	99,1%	63
<i>Cymboplectura</i> sp.	99,0%	63
<i>Aneumastus macedonicus</i>	99,0%	62

<i>Biddulphia cf.</i>	99,0%	62
<i>Scoliopleura peisonis</i>	99,0%	61
<i>Rossithidium anastasiae</i>	99,0%	60
<i>Navicula gregaria</i>	99,0%	58
<i>Aneumastus tusculus</i>	99,0%	57
<i>Licmophora sp.</i>	99,0%	57
<i>Pinnularia sp.</i>	99,0%	57
<i>Desmodesmus communis</i>	99,0%	56
<i>Diatom plastids</i>	99,0%	56
<i>Gomphonema saprophilum</i>	99,0%	55
<i>Placoneis elginensis</i>	99,0%	55
<i>Amphora helenensis</i>	99,0%	54
<i>Seminavis sp.</i>	98,9%	54
<i>Gomphonema clavatuloides</i>	98,9%	52
<i>Asterionella formosa</i>	98,9%	51
<i>Attheya longicornis</i>	98,9%	51
<i>Navicula cf.</i>	98,9%	51
<i>Cymbella cistula</i>	98,9%	50
<i>Gomphoneis sp.</i>	98,9%	50
<i>Helicotheca tamesis</i>	98,9%	50
<i>Aneumastus rostratus</i>	98,9%	48
<i>Nitzschia microcephala</i>	98,8%	47
<i>Stictocyclus stictodiscus</i>	98,8%	47
<i>Melosira lineata</i>	98,8%	46
<i>Chaetoceros cf.</i>	98,8%	45
<i>Amphora sp.</i>	98,7%	44
<i>Ulnaria acus</i>	98,6%	44
<i>Seminavis robusta</i>	98,5%	44
<i>Cyclostephanos sp.</i>	98,5%	43
<i>Fragilaria agnesiae</i>	98,5%	43
<i>Nitzschia frustulum</i>	98,4%	43
<i>Caloneis sp.</i>	98,4%	42
<i>Navicula radiosa</i>	98,4%	42
<i>Placoneis cattiensis</i>	98,4%	42
<i>Achnanthes chlidanos</i>	98,4%	41
<i>Gomphonema subclavatum</i>	98,4%	41
<i>Staurosiraceae sp.</i>	98,4%	41
<i>Pinnularia subanglica</i>	98,4%	40
<i>Placoneis clementis</i>	98,4%	40
<i>Amphora cf.</i>	98,4%	39
<i>Chrysowaernella hieroglyphica</i>	98,4%	39
<i>Cylindrotheca closterium</i>	98,2%	38
<i>Pinnularia borealis</i>	98,2%	38

<i>Planothidium lanceolatum</i>	98,2%	38
<i>Surirella</i> sp.	98,2%	38
<i>Achnanthidium daonense</i>	98,1%	38
<i>Nitzschia schefferae</i>	98,1%	38
<i>Rhodonematella subimmersa</i>	98,1%	38
<i>Achnanthidium rivulare</i>	98,0%	37
<i>Aneumastus</i> sp.	98,0%	37
<i>Munda aquilonaris</i>	98,0%	37
<i>Plagiogramma</i> sp.	98,0%	37
<i>Acutodesmus deserticola</i>	98,0%	36
<i>Hyalosira delicatula</i>	98,0%	36
<i>Navicula veneta</i>	98,0%	36
<i>Odontella mobiliensis</i>	98,0%	36
<i>Neidium</i> sp.	98,0%	35
<i>Nitzschia acicularis</i>	98,0%	35
<i>Chlorarachnion reptans</i>	98,0%	34
<i>Cymbella heterogibbosa</i>	98,0%	34
<i>Desmodesmus maximus</i>	98,0%	34
<i>Encyonema triangulum</i>	98,0%	34
<i>Euglena myxocylindracea</i>	98,0%	33
<i>Neomonodaceae</i> sp.	98,0%	33
<i>Rhopalodia</i> sp.	98,0%	33
<i>Aneumastus subapiculatus</i>	98,0%	32
<i>Entomoneis</i> sp.	98,0%	32
<i>Nitzschia paleacea</i>	98,0%	32
<i>Opephora</i> sp.	98,0%	32
<i>Rhabdonema</i> sp.	98,0%	31
<i>Achnanthidium kranzii</i>	97,9%	31
<i>Eunotia bilunaris</i>	97,9%	31
<i>Nitzschia umbonata</i>	97,9%	31
<i>Planothidium cryptolanceolatum</i>	97,9%	31
<i>Psammodictyon</i> sp.	97,8%	31
<i>Cymbopleura naviculiformis</i>	97,8%	30
<i>Navicula agatkae</i>	97,8%	30
<i>Planothidium caputium</i>	97,8%	30
<i>Fragilaria joachimii</i>	97,8%	29
<i>Verosphacella ebrachia</i>	97,8%	29
<i>Amphora ovalis</i>	97,8%	27
<i>Nitzschia asteropeae</i>	97,8%	27
<i>Biremis</i> sp.	97,7%	27
<i>Protoraphis atlantica</i>	97,7%	27
<i>Psammothidium subatomoides</i>	97,7%	27
<i>Stauroneis</i> sp.	97,7%	27

<i>Amphora pediculus</i>	97,7%	26
<i>Ceramium gaditanum</i>	97,7%	26
<i>Dimeregramma cf.</i>	97,7%	26
<i>Nitzschia alicae</i>	97,7%	26
<i>Sellaphora minima</i>	97,7%	26
<i>Amphora indistincta</i>	97,7%	25
<i>Astartiella bornmanii</i>	97,7%	25
<i>Caloneis fontinalis</i>	97,6%	24
<i>Geissleria frolikhiensis</i>	97,6%	24
<i>Gogorevia ovalis</i>	97,6%	24
<i>Aneumastus stroesei</i>	97,6%	23
<i>Astartiella sp.</i>	97,6%	23
<i>Cymbella stuxbergii</i>	97,6%	23
<i>Bossiella frondescens</i>	97,6%	22
<i>Munda sp.</i>	97,6%	22
<i>Halumphora pellicula</i>	97,6%	21
<i>Navicula glaciei</i>	97,6%	21
<i>Neidium hitchcockii</i>	97,6%	21
<i>Uncultured heterokont</i>	97,6%	21
<i>Ophiocytium capitatum</i>	97,6%	20
<i>Acanthoceras zachariasii</i>	97,5%	20
<i>Mediopyxis sp.</i>	97,5%	20
<i>Padina durvillei</i>	97,5%	20
<i>Tsengia sp.</i>	97,4%	20
<i>Caloneis silicula</i>	97,4%	19
<i>Nitzschia pusilla</i>	97,4%	19
<i>Rhizosolenia setigera</i>	97,4%	19
<i>Cyclotella pseudostelligera</i>	97,4%	18
<i>Gomphonema pseudoaugur</i>	97,4%	18
<i>Nitzschia gracilis</i>	97,4%	18
<i>Schimmelmannia benzaiteniana</i>	97,4%	18
<i>Durinskia cf.</i>	97,3%	18
<i>Licmophora normaniana</i>	97,3%	18
<i>Schizostauron rawaii</i>	97,3%	18
<i>Nitzschia heufleriana</i>	97,3%	17
<i>Nupela indonesica</i>	97,3%	17
<i>Placoneis cf.</i>	97,3%	17
<i>Amphora lativentralis</i>	97,2%	16
<i>Craspedostauros sp.</i>	97,2%	16
<i>Encyonema silesiacum</i>	97,2%	16
<i>Gomphonema augur</i>	97,2%	16
<i>Nitzschia taygeteae</i>	97,2%	16
<i>Achnanthidium reimeri</i>	97,1%	16

<i>Cyclotella cryptica</i>	97,1%	16
<i>Cymatopleura solea</i>	97,1%	16
<i>Licmophora grandis</i>	97,1%	16
<i>Licmophora remulus</i>	97,1%	16
<i>Psammothidium papilio</i>	97,1%	16
<i>Schimmelmannia elegans</i>	97,1%	16
<i>Bacillaria sp.</i>	97,1%	15
<i>Encyonema macedonicum</i>	97,1%	15
<i>Eunotogramma sp.</i>	97,1%	15
<i>Gyrosigma limosum</i>	97,1%	15
<i>Schizostauron trachyderma</i>	97,1%	15
<i>Amphora vixvisibilis</i>	97,0%	15
<i>Epithemia turgida</i>	97,0%	15
<i>Hydroclathrus minutus</i>	97,0%	15
<i>Nitzschia sigmoidea</i>	97,0%	15
<i>Pauliella taeniata</i>	97,0%	15
<i>Schimmelmannia plumosa</i>	97,0%	15
<i>Uncultured Hemiaulus</i>	97,0%	15
<i>Fallacia cf.</i>	97,0%	14
<i>Fistulifera solaris</i>	97,0%	14
<i>Scenedesmus quadricauda</i>	97,0%	14
<i>Sellaphora cf.</i>	97,0%	14
<i>Chaetoceros thronsdensei</i>	96,9%	14
<i>Cladostephus spongiosum</i>	96,9%	14
<i>Navicula rhynchotella</i>	96,9%	14
<i>Nitzschia perminuta</i>	96,9%	14
<i>Rossithidium petersenii</i>	96,9%	14
<i>Halamphora pseudoholsatica</i>	96,9%	13
<i>Neidium iridis</i>	96,9%	13
<i>Paralia longispina</i>	96,9%	13
<i>Actinocyclus sp.</i>	96,9%	12
<i>Amphora fusca</i>	96,9%	12
<i>Encyonema muelleri</i>	96,9%	12
<i>Orthoseira dendroteres</i>	96,9%	12
<i>Thalassiosira pseudonana</i>	96,9%	12
<i>Amphipleura pellucida</i>	96,8%	12
<i>Amphiprora alata</i>	96,8%	12
<i>Chaetoceros anastomosans</i>	96,8%	12
<i>Cymbella baicalensis</i>	96,8%	12
<i>Kallymenia requienii</i>	96,8%	12
<i>Lemnicola hungarica</i>	96,8%	12
<i>Navicula cryptotenella</i>	96,8%	12
<i>Neidiomorpha binodiformis</i>	96,8%	12

<i>Planothidium taeansa</i>	96,8%	12
<i>Corethron</i> sp.	96,7%	12
<i>Centronella reicheltii</i>	96,7%	11
<i>Nitzschia bergii</i>	96,7%	11
<i>Perideraion</i> cf.	96,7%	11
<i>Ardissona baculus</i>	96,6%	11
<i>Dimeregramma minus</i>	96,6%	11
<i>Encyonopsis</i> sp.	96,6%	11
<i>Eustigmataceae</i> sp.	96,6%	11
<i>Gomphonema narodoense</i>	96,6%	11
<i>Haslea pseudostrearia</i>	96,6%	11
<i>Nitzschia lembiformis</i>	96,6%	11
<i>Ophiocytium parvulum</i>	96,6%	11
<i>Serratifera varisterna</i>	96,6%	11
<i>Tryblionella apiculata</i>	96,6%	11
<i>Actinoptychus</i> sp.	96,5%	11
<i>Actinoptychus splendens</i>	96,5%	11
<i>Gomphonema longissimum</i>	96,5%	11
<i>Halamphora</i> sp.	96,5%	11
<i>Neidiomorpha binodis</i>	96,5%	11
<i>Anabaena crassa</i>	96,4%	11
<i>Diatoma tenue</i>	96,4%	11
<i>Neidium vandusenense</i>	96,4%	11
<i>Palmerina ostenfeldii</i>	96,4%	11
<i>Agave shawii</i>	96,4%	10
<i>Bacillariophycidae</i> sp.	96,3%	10
<i>Neocalyptrella robusta</i>	96,3%	10
<i>Rossia</i> sp.	96,3%	10
<i>Uncultured Odontella</i>	96,3%	10
<i>Craticula cuspidata</i>	96,2%	10
<i>Dorofeyukea kotschyi</i>	96,2%	10
<i>Eunotogramma lunatum</i>	96,2%	10
<i>Mastogloia</i> sp.	96,2%	10
<i>Bacillariophyta</i> sp.	96,1%	10
<i>Diatoma moniliforme</i>	96,1%	10
<i>Hantzschia amphioxys</i>	96,1%	10
<i>Rhizosolenia</i> sp.	96,1%	10
<i>Serratifera</i> sp.	96,1%	10
<i>Amphora sulcata</i>	96,1%	9
<i>Chaetoceros lauderi</i>	96,1%	9
<i>Chaetoceros</i> sp.	96,1%	9
<i>Coscinodiscus granii</i>	96,1%	9
<i>Craticula buderi</i>	96,1%	9

<i>Cyclostephanos dubius</i>	96,1%	9
<i>Cyclotella sp.</i>	96,1%	9
<i>Cymbella proxima</i>	96,1%	9
<i>Didymosphenia geminata</i>	96,1%	9
<i>Fallacia sp.</i>	96,1%	9
<i>Gomphonema bourbonense</i>	96,1%	9
<i>Gomphonema rosenstockianum</i>	96,1%	9
<i>Mayamaea terrestris</i>	96,1%	9
<i>Nitzschia draveillensis</i>	96,1%	9
<i>Nitzschia fonticola</i>	96,1%	9
<i>Osmundea spectabilis</i>	96,1%	9
<i>Pinnularia grunowii</i>	96,1%	9
<i>Rhoicosphenia abbreviata</i>	96,1%	9
<i>Tryblionella cf.</i>	96,1%	9
<i>Frustulia krammeri</i>	96,0%	9
<i>Gedaniella panicellus</i>	96,0%	9
<i>Aneumastus rhombicus</i>	96,0%	8
<i>Bumilleriopsis sp.</i>	96,0%	8
<i>Cymbella sp.</i>	96,0%	8
<i>Dinotrix paradoxa</i>	96,0%	8
<i>Entomoneis paludosa</i>	96,0%	8
<i>Halamphora turgida</i>	96,0%	8
<i>Homoeostrichus canaliculatus</i>	96,0%	8
<i>Neidium lavoieanum</i>	96,0%	8
<i>Nitzschia acidoclinata</i>	96,0%	8
<i>Ophiocytium majus</i>	96,0%	8
<i>Ophiocytium sp.</i>	96,0%	8
<i>Sellaphora sp.</i>	96,0%	8
<i>Stauroneis phoenicenteron</i>	96,0%	8
<i>Surirella cf.</i>	96,0%	8
<i>Terpsinoe muninensis</i>	96,0%	8
<i>Thalassiosira bioculata</i>	96,0%	8
<i>Xanthonema sp.</i>	96,0%	8
<i>Campylodiscus cf.</i>	95,9%	7
<i>Epithemia parallela</i>	95,9%	7
<i>Gymnochlora stellata</i>	95,9%	7
<i>Padina jonesii</i>	95,9%	7
<i>Serratifera brevis</i>	95,9%	7
<i>Chaetoceros debilis</i>	95,8%	7
<i>Chlamydomonas sp.</i>	95,8%	7
<i>Coscinodiscus wailesii</i>	95,8%	7
<i>Cymatopleura elliptica</i>	95,8%	7
<i>Epithemia sorex</i>	95,8%	7

<i>Fragilaria perminuta</i>	95,8%	7
<i>Fragilariopsis cylindrus</i>	95,8%	7
<i>Gogorevia rinatii</i>	95,8%	7
<i>Gomphonella acsiae</i>	95,8%	7
<i>Hendeyella rhombica</i>	95,8%	7
<i>Navicula salinarum</i>	95,8%	7
<i>Navicula trivialis</i>	95,8%	7
<i>Rhoicosphenia stoermeri</i>	95,8%	7
<i>Schizostauron sp.</i>	95,8%	7
<i>Staurophora sp.</i>	95,8%	7
<i>Chondrophycus cartilagineus</i>	95,7%	7
<i>Halamphora coffeaeformis</i>	95,7%	7
<i>Scenedesmus sp.</i>	95,7%	6
<i>Campylodiscus sp.</i>	95,6%	6
<i>Coscinodiscus sp.</i>	95,6%	6
<i>Craticula ambigua</i>	95,6%	6
<i>Nannochloropsis oceanica</i>	95,6%	6
<i>Pseudogomphonema sp.</i>	95,6%	6
<i>Punctastriata sp.</i>	95,6%	6
<i>Sellaphora blackfordensis</i>	95,6%	6
<i>Triparma retinervis</i>	95,6%	6
<i>Zellera tawallina</i>	95,6%	6
<i>Epithemia iriomotensis</i>	95,5%	6
<i>Fallacia monoculata</i>	95,5%	6
<i>Geissleria decussis</i>	95,5%	6
<i>Haslea arcuata</i>	95,5%	6
<i>Hydroclathrus tenuis</i>	95,5%	6
<i>Lampriscus shadboltianum</i>	95,5%	6
<i>Psammogramma vigoensis</i>	95,5%	6
<i>Serratifera parkii</i>	95,5%	6
<i>Surirella striatula</i>	95,5%	6
<i>Achnanthes sp.</i>	95,4%	6
<i>Bellerochea horologicalis</i>	95,4%	6
<i>Jackiella curvata</i>	95,4%	6
<i>Pinnularia cf.</i>	95,4%	6
<i>Pseudo-nitzschia granii</i>	95,4%	6
<i>Amphora affinis</i>	95,4%	5
<i>Bellerochea malleus</i>	95,4%	5
<i>Chlorococcum diplobionticum</i>	95,4%	5
<i>Hyalosira interrupta</i>	95,4%	5
<i>Monoraphid diatom</i>	95,4%	5
<i>Pinnularia parvulissima</i>	95,4%	5
<i>Placoneis abiskoensis</i>	95,4%	5

<i>Serratifera clavata</i>	95,4%	5
<i>Stauroforma rinceana</i>	95,4%	5
<i>Surirella angusta</i>	95,3%	5
<i>Aurearena cruciata</i>	95,2%	5
<i>Ditylum brightwellii</i>	95,2%	5
<i>Halamphora montana</i>	95,2%	5
<i>Heterokontophyta sp.</i>	95,2%	5
<i>Neofragilaria stilus</i>	95,2%	5
<i>Nitzschia aff.</i>	95,2%	5
<i>Xanthonema cf.</i>	95,2%	5
<i>Chaetoceros calcitrans</i>	95,1%	5
<i>Frustulia bahlsii</i>	95,1%	5
<i>Gomphonema lagenula</i>	95,1%	5
<i>Rhodymenia cuneata</i>	95,1%	5
<i>Amphora allanta</i>	95,0%	5
<i>Biremis panamae</i>	95,0%	5
<i>Dictyota fasciola</i>	95,0%	5
<i>Fasciculochloris boldii</i>	95,0%	5
<i>Gomphonema angusticephalum</i>	95,0%	5
<i>Hendeyella dimeregrammopsis</i>	95,0%	5
<i>Melosira dubia</i>	95,0%	5
<i>Thalassiosira cf.</i>	95,0%	5
<i>Navicula capitatoradiata</i>	95,0%	4
<i>Bacteriastrum jadranum</i>	94,9%	4
<i>Durinskia capensis</i>	94,9%	4
<i>Navicula pseudacceptata</i>	94,9%	4
<i>Chaetoceros pseudocurvisetus</i>	94,8%	4
<i>Chaetoceros rotoporus</i>	94,8%	4
<i>Cylindrotheca sp.</i>	94,8%	4
<i>Amphora subtropica</i>	94,7%	4
<i>Biddulphiopsis membranacea</i>	94,7%	4
<i>Bolidomonas pacifica</i>	94,7%	4
<i>Bumilleria exilis</i>	94,7%	4
<i>Fragilaria bidens</i>	94,7%	4
<i>Fragilariophyceae sp.</i>	94,7%	4
<i>Frustulia cassieae</i>	94,7%	4
<i>Gogorevia uniseriata</i>	94,7%	4
<i>Gomphonema gracile</i>	94,7%	4
<i>Halamphora pertusa</i>	94,7%	4
<i>Hydrosilicon mitra</i>	94,7%	4
<i>Madinithidium vietnamica</i>	94,7%	4
<i>Navicula perminuta</i>	94,7%	4
<i>Padina undulata</i>	94,7%	4

<i>Parlibellus sp.</i>	94,7%	4
<i>Planothidium sp.</i>	94,7%	4
<i>Planothidium suncheonmanense</i>	94,7%	4
<i>Pleurosira laevis</i>	94,7%	4
<i>Sellaphora laevis</i>	94,7%	4
<i>Amphora aliformis</i>	94,6%	4
<i>Eucheuma isiforme</i>	94,6%	4
<i>Halopeltis verrucosa</i>	94,6%	4
<i>Navicula vara</i>	94,6%	4
<i>Naviculales sp.</i>	94,6%	4
<i>Neidium fossum</i>	94,6%	4
<i>Petrodictyon sp.</i>	94,6%	4
<i>Stauroneis subgracilis</i>	94,6%	4
<i>Talaroneis posidoniae</i>	94,6%	4
<i>Thalassiosira sp.</i>	94,6%	4
<i>Chaetoceros tortissimus</i>	94,5%	4
<i>Fragilaria crotonensis</i>	94,5%	4
<i>Nitzschia aequorea</i>	94,5%	4
<i>Padina concrescens</i>	94,5%	4
<i>Peyssonnelia dubyi</i>	94,5%	4
<i>Proschkinia sp.</i>	94,5%	4
<i>Carinasigma minuta</i>	94,4%	4
<i>Cymatosira cf.</i>	94,4%	4
<i>Entomoneis vilicicii</i>	94,4%	4
<i>Gazia australica</i>	94,4%	4
<i>Halamphora ghanensis</i>	94,4%	4
<i>Licmosphenia peragallioides</i>	94,4%	4
<i>Pachydictyon polycladum</i>	94,4%	4
<i>Sahlingia subintegra</i>	94,4%	4
<i>Scenedesmus armatus</i>	94,4%	4
<i>Terpsinoe sp.</i>	94,4%	4
<i>Serratifera namibica</i>	94,3%	4
<i>Curvastrum pantanale</i>	94,3%	3
<i>Gomphonella tegelensis</i>	94,3%	3
<i>Lyrella hennedyi</i>	94,3%	3
<i>Campylodiscus fastuosus</i>	94,2%	3
<i>Eunotia naegeli</i>	94,2%	3
<i>Gomphonemopsis cf.</i>	94,2%	3
<i>Halamphora gibba</i>	94,2%	3
<i>Homo sapiens</i>	94,2%	3
<i>Lithodesmium undulatum</i>	94,2%	3
<i>Paralia sulcata</i>	94,2%	3
<i>Terpsinoe musica</i>	94,2%	3

<i>Amphora aff.</i>	94,1%	3
<i>Gomphonema affine</i>	94,1%	3
<i>Halamphora banzuensis</i>	94,1%	3
<i>Halamphora semperpalorum</i>	94,1%	3
<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	94,1%	3
<i>Pseudostaurosira elliptica</i>	94,1%	3
<i>Sellaphora seminulum</i>	94,1%	3
<i>Stauroneis cf.</i>	94,1%	3
<i>Uncultured eustigmatophyte</i>	94,1%	3
<i>Acanthoceras sp.</i>	94,0%	3
<i>Amphora obtusa</i>	94,0%	3
<i>Castoridens hyalina</i>	94,0%	3
<i>Dinophyta sp.</i>	94,0%	3
<i>Extubocellulus cupola</i>	94,0%	3
<i>Navicula lanceolata</i>	94,0%	3
<i>Neidium dilatatum</i>	94,0%	3
<i>Proboscia sp.</i>	94,0%	3
<i>Psammothidium abundans</i>	94,0%	3
<i>Sellaphora obesa</i>	94,0%	3
<i>Aurearena sp.</i>	93,9%	3
<i>Berkeleya sp.</i>	93,9%	3
<i>Caloneis lewisii</i>	93,9%	3
<i>Cymatosira lorenziana</i>	93,9%	3
<i>Nitzschia aurariae</i>	93,9%	3
<i>Pinnularia neomajor</i>	93,9%	3
<i>Amphora proteoides</i>	93,8%	3
<i>Ceramium cimbricum</i>	93,8%	3
<i>Cocconeis cf.</i>	93,8%	3
<i>Navicula salinicola</i>	93,8%	3
<i>Neofragilaria cf.</i>	93,8%	3
<i>Surirella sp.1</i>	93,8%	3
<i>Nothogenia chilensis</i>	93,7%	3
<i>Amphora calumetica</i>	93,6%	3
<i>Peyssonnelia sp.</i>	93,6%	3
<i>Synedra fulgens</i>	93,6%	3
<i>Craticula sp.</i>	93,5%	3
<i>Diploneis parca</i>	93,5%	3
<i>Haslea sp.</i>	93,5%	3
<i>Nanofrustulum shiloi</i>	93,5%	3
<i>Pleurosira sp.</i>	93,5%	3
<i>Seminavis cf.</i>	93,5%	3
<i>Thalassiosira oceanica</i>	93,5%	3
<i>Eucheumatopsis sp.</i>	93,4%	3

<i>Melosira sp.</i>	93,4%	3
<i>Psammoneis japonica</i>	93,4%	3
<i>Sphacelaria plumosa</i>	93,4%	3
<i>Ceramium brevizonatum</i>	93,3%	3
<i>Cocconeis sp.</i>	93,3%	3
<i>Eucampia zodiacus</i>	93,3%	3
<i>Extubocellulus sp.</i>	93,3%	3
<i>Gedaniella boltonii</i>	93,3%	3
<i>Meristotheca papulosa</i>	93,3%	3
<i>Palmaria hecatensis</i>	93,3%	3
<i>Plagiostriata goreensis</i>	93,3%	3
<i>Sellaphora bacillum</i>	93,3%	3
<i>Serratifera takanoi</i>	93,3%	3
<i>Agarophyton vermiculophyllum</i>	93,2%	3
<i>Dilophus spiralis</i>	93,2%	3
<i>Encyonema prostratum</i>	93,2%	3
<i>Gazia saundersii</i>	93,2%	3
<i>Gracilaria flabelliformis</i>	93,2%	3
<i>Pinnularia subcommutata</i>	93,2%	3
<i>Rhodophysemopsis hyperborea</i>	93,2%	3
<i>Stylonema alsidii</i>	93,2%	3
<i>Encyonema caespitosum</i>	93,1%	3
<i>Thalassiosira nordenskioeldii</i>	93,1%	3
<i>Ahnfeltia plicata</i>	93,0%	3
<i>Cerataulina daemon</i>	93,0%	3
<i>Dictyota ceylanica</i>	93,0%	3
<i>Mesospora elongata</i>	93,0%	3
<i>Padina lata</i>	93,0%	3
<i>Pseudo-nitzschia fraudulenta</i>	93,0%	3
<i>Scoresbyella profunda</i>	93,0%	3
<i>Desmodesmus sp.</i>	93,0%	2
<i>Gossypoides kirkii</i>	93,0%	2
<i>Navicula cryptotenelloides</i>	93,0%	2
<i>Navicula reinhardtii</i>	93,0%	2
<i>Synedra rumpens</i>	93,0%	2
<i>Bacteriastrium mediterraneum</i>	92,9%	2
<i>Bumilleriopsis peterseniana</i>	92,9%	2
<i>Entomoneis cf.</i>	92,9%	2
<i>Halamphora bicipitata</i>	92,9%	2
<i>Navicula flagellifera</i>	92,9%	2
<i>Nitzschia tubicola</i>	92,9%	2
<i>Purpureofilum apyrenoidigerum</i>	92,9%	2
<i>Chlorotetraedron incus</i>	92,8%	2

<i>Halamphora holsatica</i>	92,8%	2
<i>Nupela</i> sp.	92,8%	2
<i>Halamphora pseudohyalina</i>	92,7%	2
<i>Navicula tripunctata</i>	92,7%	2
<i>Placoneis constans</i>	92,7%	2
<i>Astartiella wangii</i>	92,6%	2
<i>Bolidomonas mediterranea</i>	92,6%	2
<i>Gloiocladia saccata</i>	92,6%	2
<i>Gomphonema brebissonii</i>	92,6%	2
<i>Surirella splendida</i>	92,6%	2
<i>Craticula</i> cf.	92,5%	2
<i>Fistulifera pelliculosa</i>	92,5%	2
<i>Neidium saccoense</i>	92,5%	2
<i>Phymatolithon atlanticum</i>	92,5%	2
<i>Planothidium naradoense</i>	92,5%	2
<i>Psammodictyon panduriforme</i>	92,5%	2
<i>Synura</i> sp.	92,5%	2
<i>Thalassiosira profunda</i>	92,5%	2
<i>Hantzschia abundans</i>	92,4%	2
<i>Karayevia ploenensis</i>	92,4%	2
<i>Sciurothamnion stegengae</i>	92,4%	2
<i>Ceramium nitens</i>	92,3%	2
<i>Craspedostauros alyoubii</i>	92,3%	2
<i>Gomphonema intricatum</i>	92,3%	2
<i>Halamphora subtropica</i>	92,3%	2
<i>Navicula bottnica</i>	92,3%	2
<i>Pinnularia stomatophora</i>	92,3%	2
<i>Plagiostriata baltica</i>	92,3%	2
<i>Auricula</i> cf.	92,2%	2
<i>Bacillaria paxillifer</i>	92,2%	2
<i>Eunotia</i> cf.	92,2%	2
<i>Hildenbrandia rubra</i>	92,2%	2
<i>Stauroneis acuta</i>	92,2%	2
<i>Haslea nipkowii</i>	92,1%	2
<i>Lambertocellus africana</i>	92,1%	2
<i>Navicula ramosissima</i>	92,1%	2
<i>Porosira pseudodenticulata</i>	92,1%	2
<i>Rhoikoneis</i> sp.	92,1%	2
<i>Coscinodiscus jonesianus</i>	92,0%	2
<i>Geissleria baicalosimilis</i>	92,0%	2
<i>Homoeostrichus sinclairii</i>	92,0%	2
<i>Nanofrustulum</i> sp.	92,0%	2
<i>Nitzschia paleaeformis</i>	92,0%	2

<i>Odontella aurita</i>	92,0%	2
<i>Pleurosigma sp.</i>	92,0%	2
<i>Pseudellipsoidion sp.</i>	92,0%	2
<i>Amphora sublaevis</i>	91,9%	2
<i>Helicotheca sp.</i>	91,9%	2
<i>Paraeustigmatos columelliferus</i>	91,9%	2
<i>Stephanodiscus niagarae</i>	91,9%	2
<i>Thalassiosira minuscula</i>	91,9%	2
<i>Tribonema sp.</i>	91,9%	2
<i>Ceramium flaccidum</i>	91,8%	2
<i>Cocconeis mascarenica</i>	91,8%	2
<i>Ditylum sp.</i>	91,8%	2
<i>Halamphora nipponensis</i>	91,8%	2
<i>Rhizochromulina sp.</i>	91,8%	2
<i>Taonia atomaria</i>	91,8%	2
<i>Thalassiosira gessneri</i>	91,8%	2
<i>Ariopsis peltata</i>	91,7%	2
<i>Cyclophora cf.</i>	91,7%	2
<i>Cymbella aspera</i>	91,7%	2
<i>Halamphora cymbifera</i>	91,7%	2
<i>Thorea sp.</i>	91,6%	2
<i>Amphora lineolata</i>	91,5%	2
<i>Ptilophora subcostata</i>	91,5%	2
<i>Amphora hyalina</i>	91,4%	2
<i>Dictyota hamifera</i>	91,4%	2
<i>Chondria sp.</i>	91,3%	2
<i>Licmophora aff.</i>	91,3%	2
<i>Planktoniella sol</i>	91,3%	2
<i>Xanthonema exile</i>	91,3%	2
<i>Pinnularia karelica</i>	91,2%	2
<i>Ditylum sol</i>	91,1%	2
<i>Hippodonta sp.</i>	91,1%	2
<i>Pinnularia acrosphaeria</i>	91,1%	2
<i>Pseudo-nitzschia multiseriis</i>	91,1%	2
<i>Synarthrophyton chejuense</i>	91,1%	2
<i>Syringoderma abyssicola</i>	91,1%	2
<i>Botrydium becharianum</i>	91,0%	2
<i>Characiopsis sp.</i>	91,0%	2
<i>Dimeregramma minor</i>	91,0%	2
<i>Fragilariaceae sp.</i>	91,0%	2
<i>Hyalosynedra hyalina</i>	91,0%	2
<i>Mastogloia aquilegiae</i>	91,0%	2
<i>Meiodiscus spetsbergensis</i>	91,0%	2

<i>Neofragilaria nicobarica</i>	91,0%	2
<i>Palmerina hardmaniana</i>	91,0%	2
<i>Pseudostaurosira</i> sp.	91,0%	2
<i>Biddulphia biddulphiana</i>	90,9%	2
<i>Dictyota</i> sp.	90,9%	2
<i>Extubocellulus spinifer</i>	90,9%	2
<i>Phacelocarpus tortuosus</i>	90,9%	2
<i>Thalassiophysa hyalina</i>	90,9%	2
<i>Florenciella parvula</i>	90,8%	2
<i>Glyphodesmis</i> sp.	90,8%	2
<i>Leptofaucea pacifica</i>	90,8%	2
<i>Padina moffittiana</i>	90,8%	2
<i>Ptilocladia pulchra</i>	90,8%	2
<i>Tribonema vulgare</i>	90,8%	2
<i>Centroceras</i> sp.	90,7%	2
<i>Dictyopteris undulata</i>	90,7%	2
<i>Dinobryon sociale</i>	90,7%	2
<i>Mallomonas lelymene</i>	90,7%	2
<i>Centroceras clavulatum</i>	90,6%	2
<i>Microcladia alternata</i>	90,6%	2
<i>Platoma cyclocolpa</i>	90,6%	2
<i>Saundersella hattoriana</i>	90,6%	2
<i>Ankistrodesmus gracilis</i>	90,5%	2
<i>Gomphonema micropus</i>	90,5%	2
<i>Pachydictyon coriaceum</i>	90,5%	2
<i>Plagiogramma staurophorum</i>	90,5%	2
<i>Pleurochloridella botrydiopsis</i>	90,5%	2
<i>Chrysocapsa paludosa</i>	90,4%	2
<i>Protokuetszingia australasica</i>	90,4%	2
<i>Chroomonas nordstedtii</i>	90,3%	1
<i>Polysiphonia infestans</i>	90,3%	1
<i>Pterostichus madidus</i>	90,3%	1
<i>Gomphoneis okunoi</i>	90,2%	1
<i>Notocelia uddmanniana</i>	90,2%	1
uncultured phage	90,2%	1
<i>Amphora libyca</i>	90,1%	1
<i>Coleochaete orbicularis</i>	90,1%	1
<i>Dictyota dichotoma</i>	90,1%	1
<i>Leptofaucea chiloensis</i>	90,1%	1
<i>Polysiphonia</i> sp.	90,1%	1
<i>Pseudo-nitzschia</i> cf.	90,1%	1
<i>Strombidium</i> sp.	90,1%	1
<i>Bacteriastrum furcatum</i>	90,0%	1

<i>Fragilaria capucina</i>	90,0%	1
<i>Leyanellaceae sp.</i>	90,0%	1
<i>Neidium affine</i>	90,0%	1
<i>Neidium productum</i>	90,0%	1
<i>Scagelia sp.</i>	90,0%	1
<i>Brachysira sp.</i>	89,9%	1
<i>Licmophora flucticulata</i>	89,9%	1
<i>Nannochloropsis limnetica</i>	89,9%	1
<i>Sargassum muticum</i>	89,9%	1
<i>Thalassiosira tumida</i>	89,9%	1
<i>Amphora graeffeana</i>	89,8%	1
<i>Chaetoceros neogracile</i>	89,8%	1
<i>Cymbella mexicana</i>	89,8%	1
<i>Halamphora oligotrappenta</i>	89,8%	1
<i>Uncultured Eustigmatophyceae</i>	89,8%	1
<i>Amphora montana</i>	89,7%	1
<i>Ellerbeckia sp.</i>	89,7%	1
<i>Kolbesia sinica</i>	89,7%	1
<i>Shionodiscus ritscheri</i>	89,7%	1
<i>Chaetoceros muellerii</i>	89,6%	1
<i>Hippodonta capitata</i>	89,6%	1
<i>Plagiogrammopsis sp.</i>	89,6%	1
<i>Saundersella simplex</i>	89,6%	1
<i>Zonaria stipitata</i>	89,6%	1
<i>Ceramium tenuissimum</i>	89,5%	1
<i>Dimeregramma sp.</i>	89,5%	1
<i>Envekadea pseudocrassirostris</i>	89,5%	1
<i>Heterothrix debilis</i>	89,5%	1
<i>Phymatolithon calcareum</i>	89,5%	1
<i>Plagiotropis sp.</i>	89,5%	1
<i>Predaea feldmannii</i>	89,5%	1
<i>Synura splendida</i>	89,5%	1
<i>Xanthonema debile</i>	89,5%	1
<i>Chaetoceros diadema</i>	89,4%	1
<i>Craspedostauros cf.</i>	89,4%	1
<i>Guinardia striata</i>	89,4%	1
<i>Plagiogramma tsawwassen</i>	89,4%	1
<i>Sarconema sp.</i>	89,4%	1
<i>Stauroneis constricta</i>	89,4%	1
<i>Coleochaete sp.</i>	89,2%	1
<i>Perideraion montgomeryi</i>	89,2%	1
<i>Psammochrysis cassiotisii</i>	89,2%	1
<i>Auricula mirabilis</i>	89,1%	1

<i>Chlamydomonas peterfii</i>	89,1%	1
<i>Dasyclonium incisum</i>	89,1%	1
<i>Gossypium turneri</i>	89,1%	1
<i>Haslea howeana</i>	89,1%	1
<i>Uncultured Coscinodiscus</i>	89,1%	1
<i>Bacterosira constricta</i>	89,0%	1
<i>Climacosphenia sp.</i>	89,0%	1
<i>Epithemia sp.</i>	89,0%	1
<i>Tryblionella hungarica</i>	89,0%	1
<i>Tryblionella sp.</i>	89,0%	1
<i>Rhizosolenia imbricata</i>	88,9%	1
<i>Scagelia pylaisaei</i>	88,9%	1
<i>Ascoseira mirabilis</i>	88,8%	1
<i>Diamantina lombardii</i>	88,8%	1
<i>Pinnularia acuminata</i>	88,8%	1
<i>Plocamium robertiae</i>	88,8%	1
<i>Plocamium suhrii</i>	88,8%	1
<i>Porosira glacialis</i>	88,8%	1
<i>Proschkinia modesta</i>	88,8%	1
<i>Stauroneis gracilis</i>	88,8%	1
<i>Hyalosynedra al-turkii</i>	88,7%	1
<i>Psammogramma anacarae</i>	88,7%	1
<i>Diploneidaceae sp.</i>	88,6%	1
<i>Gracilaria birdiae</i>	88,6%	1
<i>Pinnularia viridiformis</i>	88,6%	1
<i>Rhoikoneis pagoensis</i>	88,6%	1
<i>Syringoderma phinneyi</i>	88,6%	1
<i>Callithamnion acutum</i>	88,5%	1
<i>Ceramium tenerrimum</i>	88,5%	1
<i>Fredericqia deveauniensis</i>	88,5%	1
<i>Amphora commutata</i>	88,4%	1
<i>Antithamnion nipponicum</i>	88,3%	1
<i>Discostella nipponica</i>	88,3%	1
<i>Plocamium cartilagineum</i>	88,3%	1
<i>Plocamium cirrhosum</i>	88,3%	1
<i>Verlaquea fimbriata</i>	88,3%	1
<i>Bellerochea yucatanensis</i>	88,2%	1
<i>Pedinella sp.</i>	88,2%	1
<i>Pseudopedinella sp.</i>	88,2%	1
<i>Triparma laevis</i>	88,2%	1
<i>Halamphora isumiensis</i>	88,0%	1
<i>Stauroneis schmidiae</i>	88,0%	1
<i>Stephanodiscus reimerii</i>	88,0%	1

<i>Actinoptychus undulatus</i>	87,9%	1
<i>Huonia sandersonii</i>	87,9%	1
<i>Paralia sp.</i>	87,9%	1
<i>Chlamydomonas leiostraca</i>	87,8%	1
<i>Triparma aff.</i>	87,8%	1
<i>Triparma strigata</i>	87,8%	1
<i>Uroglenopsis sp.</i>	87,8%	1
<i>Ceramium gardneri</i>	87,7%	1
<i>Chaetoceros lorenzianus</i>	87,7%	1
<i>Haslea nusantara</i>	87,7%	1
<i>Leptocylindrus minimus</i>	87,7%	1
<i>Skeletonema potamos</i>	87,7%	1
<i>Sphacelaria yamadae</i>	87,7%	1
<i>Tetramphora chilensis</i>	87,7%	1
<i>Thalassiosira guillardii</i>	87,7%	1
<i>Gomphonella coxiae</i>	87,6%	1
<i>Anomoeoneis fogedii</i>	87,5%	1
<i>Chlamydomonas pumilio</i>	87,5%	1
<i>Gahnia tristis</i>	87,5%	1
<i>Polyopes lancifolius</i>	87,5%	1
<i>Pinnularia divergens</i>	87,4%	1
<i>Mallomonas akrokomos</i>	87,3%	1
<i>Cylindrotheca gracilis</i>	87,2%	1
<i>Diadesmis sp.</i>	87,2%	1
<i>Dictyota cymatophila</i>	87,2%	1
<i>Elachista antarctica</i>	87,2%	1
<i>Nitzschia brevirostris</i>	87,2%	1
<i>Campylodiscus ambiguus</i>	87,1%	1
<i>Chondria capensis</i>	87,1%	1
<i>Padina okinawaensis</i>	87,1%	1
<i>Psammoneis sp.</i>	87,1%	1
<i>Berkeleya rutilans</i>	87,0%	1
<i>Halamphora nagumoi</i>	87,0%	1
<i>Mesophyllum vancouveriense</i>	87,0%	1
<i>Nothogenia sp.</i>	87,0%	1
<i>Hibiscus syriacus</i>	87,0%	1
<i>Spermatozopsis similis</i>	87,0%	1
<i>Sphacelaria cirrosa</i>	87,0%	1
<i>Didymosphenia dentata</i>	86,9%	1
<i>Caloneis cf.</i>	86,8%	1
<i>Bossiella mayae</i>	86,7%	1
<i>Bumilleria sp.</i>	86,7%	1
<i>Fragilariopsis curta</i>	86,7%	1

<i>Halamphora halophila</i>	86,7%	1
<i>Kirchneriella irregularis</i>	86,7%	1
<i>Planothidium frequentissimum</i>	86,7%	1
<i>Ralfsiacean sp.</i>	86,7%	1
<i>Vacuolaria virescens</i>	86,7%	1
<i>Tribonema aequale</i>	86,6%	1
<i>Tribonema cf.</i>	86,6%	1
<i>Gracilaria eucheumatoides</i>	86,5%	1
<i>Surirella minuta</i>	86,5%	1
<i>Tribonema regulare</i>	86,5%	1
<i>Amphora margalefii</i>	86,4%	1
<i>Haslea silbo</i>	86,4%	1
<i>Meuniera membranacea</i>	86,4%	1
<i>Pinnularia subgibba</i>	86,4%	1
<i>Porosira pseudodelicatula</i>	86,4%	1
<i>Bacillariophyta gen.</i>	86,3%	1
<i>Frustulia crassinervia/saxonica</i>	86,3%	1
<i>Nitzschia valdestriata</i>	86,3%	1
<i>Opephoroidiella sp.</i>	86,3%	1
<i>Pseudo-nitzschia turgiduloides</i>	86,3%	1
<i>Gracilaria sp.</i>	86,2%	1
<i>Stephanodiscus cf.</i>	86,2%	1
<i>Trematocarpus dichotomus</i>	86,2%	1
<i>Cyclostephanos invisitatus</i>	86,1%	1
<i>Polyostea hamata</i>	86,1%	1
<i>Pyropia fallax</i>	86,1%	1
<i>Discostella pseudostelligera</i>	86,0%	1
<i>Discostella woltereckii</i>	86,0%	1
<i>Isochrysis galbana</i>	86,0%	1
<i>Laurencia sp.</i>	86,0%	1
<i>Adlafia brockmannii</i>	85,9%	1
<i>Hapalidiales sp.</i>	85,9%	1
<i>Dasya naccarioides</i>	85,8%	1
<i>Bacterosira bathyomphala</i>	85,7%	1
<i>Cruoria cruoriaeformis</i>	85,7%	1
<i>Cyclotella distinguenda</i>	85,7%	1
<i>Dictyota naevosa</i>	85,7%	1
<i>Dilophus stoloniferus</i>	85,7%	1
<i>Frustulia vulgaris</i>	85,7%	1
<i>Ceratocolax hartzii</i>	85,6%	1
<i>Coccotylus truncatus</i>	85,6%	1
<i>Pinnularia viridis</i>	85,6%	1
<i>Coelarthrum cliftonii</i>	85,5%	1

<i>Neosynedra provincialis</i>	85,5%	1
<i>Halidrys siliquosa</i>	85,4%	1
<i>Padina sp.</i>	85,4%	1
<i>Storeatula sp.</i>	85,1%	1
<i>Unidentified algae</i>	85,1%	1
<i>Frustulia saxonica</i>	85,0%	1
<i>Asparagopsis sp.</i>	84,9%	1
<i>Hildenbrandia angolensis</i>	84,9%	1
<i>Gomphonema angustatum</i>	84,8%	1
<i>Neomonodus sp.</i>	84,8%	1
<i>Anotrichium furcellatum</i>	84,4%	1
<i>Dilophus robustus</i>	84,4%	1
<i>Halopteris filicina</i>	84,4%	1
<i>Dilophus cf.</i>	84,0%	1
<i>Pseudosolenia calcar-avis</i>	84,0%	1
<i>Centroceras minutum</i>	83,8%	1
<i>Chromulina nebulosa</i>	83,8%	1
<i>Craticula importuna</i>	83,7%	1
<i>Laminarionema elsbetiae</i>	83,7%	1
<i>Rhodymenia sp.</i>	83,7%	1
<i>Rytiphlaea tinctoria</i>	83,7%	1
<i>Thalassiosira gravis</i>	83,7%	1
<i>Rhodymenia pseudopalmata</i>	83,5%	1
<i>Dinobryon cylindricum</i>	83,4%	1
<i>Mallomonas alpina</i>	83,4%	1
<i>Spyridia filamentosa</i>	83,4%	1
<i>Chaetoceros circinalis</i>	83,3%	1
<i>Cyclotella choctawhatcheeana</i>	83,2%	1
<i>Dictyota intermedia</i>	83,2%	1
<i>Hemiaulus sinensis</i>	83,2%	1
<i>Himantalia elongata</i>	83,2%	1
<i>Campylaeophora californica</i>	83,1%	1
<i>Helicopedinella tricostata</i>	83,1%	1
<i>Orizaformis holarctica</i>	83,1%	1
<i>Ceramium affine</i>	82,8%	1
<i>Cylindrotheca fusiformis</i>	82,6%	1
<i>Mallomonas cratis</i>	82,6%	1
<i>Achnanthes elongata</i>	82,4%	1
<i>Saundersella crassa</i>	82,3%	1
<i>Chaetoceros constrictus</i>	82,1%	1
<i>Chrysocystis fragilis</i>	82,1%	1
<i>Mallomonas muskokana</i>	82,1%	1
<i>Auricula sp.</i>	82,0%	1

<i>Epithemia hyndmannii</i>	82,0%	1
<i>Halopeltis sp.</i>	81,9%	1
<i>Eucheuma serra</i>	81,8%	1
<i>Trentepohlia cf.</i>	81,8%	1
<i>Dictyota diemensis</i>	81,7%	1
<i>Chrysanthemodiscus sp.</i>	81,6%	1
<i>Chaetoceros elegans</i>	80,9%	1
<i>Sauvageaugloia divaricata</i>	80,7%	1
<i>Chaetoceros radicans</i>	80,2%	1
<i>Zingiber officinale</i>	80,2%	1
<i>Puya venusta</i>	80,2%	1
<i>Tetraselmis marina</i>	80,2%	1
<i>Opephoroid sp.</i>	79,5%	1
<i>Dictyota friabilis</i>	79,2%	1
<i>Erythrotrichia foliiformis</i>	78,9%	1
<i>Amphora proteus</i>	78,3%	1
<i>Cocconeis euglypta</i>	78,1%	1
<i>Phymatolithon koreanum</i>	78,1%	1
<i>Tenuicylindrus belgicus</i>	78,0%	1
<i>Asteromphalus sp.</i>	77,2%	1
<u>Toplam Tür Sayısı: 937</u>		
<u>İkinci İstasyon Toplam Okuma Sayısı:</u> <u>58640</u>		

Ek 5 Diaotom 3. İstasyon Tür Listesi

Üçüncü İstasyon Tür İsimleri	Veri Tabanı Eşleşme Oranları (%)	Okuma Sayıları
<i>Epithemia turgida</i>	100,0%	6261
<i>Epithemia sorex</i>	100,0%	3356
<i>Diatoma tenue</i>	100,0%	1177
<i>Cyclotella meneghiniana</i>	100,0%	915
<i>Epithemia sp.</i>	100,0%	807
<i>Diatoma moniliforme</i>	100,0%	601
<i>Epithemia argus</i>	100,0%	598
<i>Nitzschia palea</i>	100,0%	357
<i>Tabularia cf.</i>	100,0%	300
<i>Nupela indonesica</i>	100,0%	282
<i>Gedaniella flavovirens</i>	100,0%	267
<i>Uncultured phytoplankton</i>	100,0%	262
<i>Nitzschia inconspicua</i>	100,0%	246
<i>Uncultured organism</i>	100,0%	224
<i>Uncultured eukaryote</i>	100,0%	178
<i>Uncultured marine</i>	100,0%	178
<i>Epithemia hyndmannii</i>	100,0%	174
<i>Diploneis sp.</i>	100,0%	164
<i>Fragilaria sp.</i>	100,0%	163
<i>Nitzschia cf.</i>	100,0%	152
<i>Cylindrotheca closterium</i>	100,0%	150
<i>Epithemia parallela</i>	100,0%	138
<i>Amphora ovalis</i>	100,0%	130
<i>Thalassiosira cf.</i>	100,0%	130
<i>Diploneis vacillans</i>	100,0%	128
<i>Uncultured microorganism</i>	100,0%	127
<i>Nitzschia sp.</i>	100,0%	125
<i>Uncultured phototrophic</i>	100,0%	124
<i>Gomphonema capitatum</i>	100,0%	120
<i>Caloneis amphisbaena</i>	100,0%	119
<i>Nitzschia microcephala</i>	100,0%	110
<i>Rhopalodia sp.</i>	100,0%	108
<i>Thalassiosira pseudonana</i>	100,0%	96
<i>Rhopalodia gibba</i>	99,3%	86
<i>Gomphonella olivacea</i>	99,2%	86

<i>Navicula gregaria</i>	99,2%	78
<i>Navicula sp.</i>	99,2%	78
<i>Bacillaria paxillifer</i>	99,2%	77
<i>Planothidium sp.</i>	99,2%	75
<i>Planothidium suncheonmanense</i>	99,2%	74
<i>Pleurosigma sp.</i>	99,2%	74
<i>Nupela sp.</i>	99,2%	69
<i>Planothidium lanceolatum</i>	99,2%	66
<i>Amphora helenensis</i>	99,1%	66
<i>Frustulia gondwana</i>	99,1%	65
<i>Amphora sp.</i>	99,1%	59
<i>Coscinodiscus wailesii</i>	99,1%	58
<i>Taonia atomaria</i>	99,0%	58
<i>Aneumastus stroesei</i>	99,0%	56
<i>Cyclotella cryptica</i>	99,0%	55
<i>Monoraphid diatom</i>	99,0%	55
<i>Amphora copulata</i>	99,0%	54
<i>Navicula phyllepta</i>	99,0%	54
<i>Bacillaria sp.</i>	99,0%	53
<i>Licmophora abbreviata</i>	99,0%	51
<i>Licmophora sp.</i>	99,0%	50
<i>Uncultured bacterium</i>	99,0%	50
<i>Achnanthidium sp.</i>	99,0%	49
<i>Aneumastus subapiculatus</i>	99,0%	45
<i>Gomphonema clavatuloides</i>	99,0%	44
<i>Pinnularia borealis</i>	99,0%	42
<i>Uncultured diatom</i>	99,0%	42
<i>Thalassiosira delicatula</i>	99,0%	41
<i>Falcula hyalina</i>	99,0%	39
<i>Eunotia bilunaris</i>	99,0%	37
<i>Surirella sp.</i>	99,0%	36
<i>Naviculales sp.</i>	99,0%	31
<i>Achnanthidium minutissimum</i>	99,0%	30
<i>Diploneis cf.</i>	99,0%	30
<i>Nitzschia taygeteae</i>	99,0%	30
<i>Campylodiscus fastuosus</i>	99,0%	29
<i>Entomoneis sp.</i>	99,0%	29
<i>Ophiocytium capitatum</i>	99,0%	29
<i>Chaetoceros peruvianus</i>	98,9%	28
<i>Verosphacella ebrachia</i>	98,8%	28
<i>Diploneis subovalis</i>	98,8%	27
<i>Ulnaria sp.</i>	98,8%	25
<i>Neidium iridis</i>	98,7%	24

<i>Cymboppleura subcuspidata</i>	98,5%	23
<i>Cymbella compacta</i>	98,4%	23
<i>Eunotia sp.</i>	98,4%	23
<i>Nitzschia supralitorea</i>	98,4%	23
<i>Sellaphora blackfordensis</i>	98,4%	23
<i>Surirella angusta</i>	98,4%	23
<i>Ophiocytium parvulum</i>	98,4%	22
<i>Virgulinella fragilis</i>	98,3%	21
<i>Haslea nipkowii</i>	98,2%	20
<i>Tryblionella apiculata</i>	98,2%	20
<i>Tryblionella hungarica</i>	98,2%	20
<i>Amphora indistincta</i>	98,2%	19
<i>Biddulphia alternans</i>	98,2%	19
<i>Neidium sp.</i>	98,2%	19
<i>Attheya longicornis</i>	98,1%	19
<i>Nitzschia dissipata</i>	98,1%	18
<i>Nitzschia biundulata</i>	98,0%	18
<i>Planothidium caputium</i>	98,0%	18
<i>Sellaphora sp.</i>	98,0%	18
<i>Thalassiosira tumida</i>	98,0%	18
<i>Halamphora pseudoholsatica</i>	98,0%	17
<i>Nitzschia paleacea</i>	98,0%	17
<i>Biddulphia cf.</i>	98,0%	16
<i>Cymbella helvetica</i>	98,0%	16
<i>Fistulifera pelliculosa</i>	98,0%	16
<i>Gomphonema augur</i>	98,0%	16
<i>Luticola ventricosa</i>	98,0%	16
<i>Amphora fusca</i>	98,0%	15
<i>Ctenophora pulchella</i>	97,9%	15
<i>Biremis panamae</i>	97,8%	15
<i>Amphora pediculus</i>	97,6%	14
<i>Fistulifera saprophila</i>	97,6%	14
<i>Geissleria decussis</i>	97,6%	14
<i>Neidium lavoieanum</i>	97,6%	14
<i>Thalassiosira eccentrica</i>	97,6%	14
<i>Didymosphenia geminata</i>	97,5%	14
<i>Neidium vandusenense</i>	97,5%	14
<i>Stauroneis sp.</i>	97,5%	14
<i>Cyclotella atomus</i>	97,5%	13
<i>Gedaniella boltonii</i>	97,5%	13
<i>Pinnularia sp.</i>	97,5%	13
<i>Pleurosigma stuxbergii</i>	97,5%	13
<i>Staurosira elliptica</i>	97,5%	13

<i>Stauroforma rinceana</i>	97,4%	13
<i>Gomphonema</i> sp.	97,4%	12
<i>Hyalosira tropicalis</i>	97,4%	12
<i>Sellaphora obesa</i>	97,4%	12
<i>Aneumastus rostratus</i>	97,3%	12
<i>Mastogloia dansei</i>	97,3%	12
<i>Psammodictyon</i> sp.	97,3%	12
<i>Sellaphora pupula</i>	97,3%	12
<i>Tabularia fasciculata</i>	97,3%	12
<i>Thalassiosira weissflogii</i>	97,3%	12
<i>Durinskia capensis</i>	97,2%	11
<i>Amphora calumetica</i>	97,1%	11
<i>Amphora</i> cf.	97,1%	11
<i>Bacillariophyta</i> sp.	97,1%	11
<i>Cylindrotheca gracilis</i>	97,1%	11
<i>Hippodonta capitata</i>	97,1%	11
<i>Hyalosynedra hyalina</i>	97,1%	11
<i>Sellaphora seminulum</i>	97,1%	11
<i>Thalassiosira conferta</i>	97,1%	11
<i>Gelidium pulchellum</i>	97,0%	11
<i>Grammonema</i> sp.	97,0%	11
<i>Surirella striatula</i>	97,0%	11
<i>Fragilaria famelica</i>	97,0%	10
<i>Gomphonema truncatum</i>	97,0%	10
<i>Mayamaea permitis</i>	97,0%	10
<i>Phaeodactylum tricornutum</i>	97,0%	10
<i>Skeletonema potamos</i>	97,0%	10
<i>Diatom plastids</i>	96,9%	10
<i>Reimeria uniseriata</i>	96,9%	10
<i>Terpsinoe americana</i>	96,9%	10
<i>Halamphora banzuensis</i>	96,8%	10
<i>Halamphora turgida</i>	96,8%	10
<i>Psammogramma vigoensis</i>	96,8%	10
<i>Chaetoceros thronsenii</i>	96,8%	9
<i>Gyrosigma acuminatum</i>	96,7%	9
<i>Halamphora</i> sp.	96,7%	9
<i>Navicula salinicola</i>	96,7%	9
<i>Neodelphineis</i> sp.	96,7%	9
<i>Neofragilaria nicobarica</i>	96,7%	9
<i>Nitzschia longissima</i>	96,7%	9
<i>Ophiocytium majus</i>	96,7%	9
<i>Thalassiosira</i> sp.	96,7%	9
<i>Tryblionella</i> sp.	96,7%	9

<i>Gomphonema parvulum</i>	96,6%	9
<i>Nitzschia capitellata</i>	96,6%	9
<i>Roundia cardiophora</i>	96,6%	9
<i>Biddulphia biddulphiana</i>	96,5%	9
<i>Cymbella stuxbergii</i>	96,5%	9
<i>Mastogloia aquilegiae</i>	96,5%	9
<i>Rossia sp.</i>	96,5%	9
<i>Mayamaea atomus</i>	96,5%	8
<i>Navicula cryptocephala</i>	96,5%	8
<i>Navicula veneta</i>	96,4%	8
<i>Neidium productum</i>	96,4%	8
<i>Rhizosolenia setigera</i>	96,4%	8
<i>Amphora lativentralis</i>	96,2%	8
<i>Chaetoceros concavicornis</i>	96,2%	8
<i>Cyclotella pseudostelligera</i>	96,2%	8
<i>Halamphora pseudohyalina</i>	96,2%	8
<i>Chaetoceros calcitrans</i>	96,1%	8
<i>Gedaniella alfred-wegeneri</i>	96,1%	8
<i>Ardissonaea crystallina</i>	96,1%	7
<i>Craspedostauros amphoroides</i>	96,1%	7
<i>Cyclotella sp.</i>	96,1%	7
<i>Frustulia sp.</i>	96,1%	7
<i>Gomphonema saprophilum</i>	96,1%	7
<i>Halamphora pellicula</i>	96,1%	7
<i>Mastogloia sp.</i>	96,1%	7
<i>Nitzschia aff.</i>	96,1%	7
<i>Palmerina ostenfeldii</i>	96,1%	7
<i>Placoneis elginensis</i>	96,1%	7
<i>Pleurosira sp.</i>	96,1%	7
<i>Cymbella cistula</i>	96,0%	7
<i>Thalassiosira anguste-lineata</i>	96,0%	7
<i>Achnanthidium pyrenaicum</i>	96,0%	6
<i>Amphora aliformis</i>	96,0%	6
<i>Centroceras sp.</i>	96,0%	6
<i>Cocconeis mascarenica</i>	96,0%	6
<i>Coscinodiscus sp.</i>	96,0%	6
<i>Cymbella sp.</i>	96,0%	6
<i>Frustulia bahlsii</i>	96,0%	6
<i>Gomphonema acuminatum</i>	96,0%	6
<i>Heterokontophyta sp.</i>	96,0%	6
<i>Staurosiraceae sp.</i>	96,0%	6
<i>Surirella cf.</i>	96,0%	6
<i>Thalassiosira oceanica</i>	96,0%	6

<i>Zonaria stipitata</i>	96,0%	6
<i>Cymbella heterogibbosa</i>	95,9%	6
<i>Nitzschia linearis</i>	95,9%	6
<i>Rhopalodia cf.</i>	95,9%	6
<i>Actinoptychus undulatus</i>	95,8%	6
<i>Attheya septentrionalis</i>	95,8%	6
<i>Botrydium granulatum</i>	95,8%	6
<i>Castoridens hyalina</i>	95,8%	6
<i>Eunotia minor</i>	95,8%	6
<i>Eunotia pectinalis</i>	95,8%	6
<i>Haslea sp.</i>	95,8%	6
<i>Navicula rhynchotella</i>	95,8%	6
<i>Nitzschia tubicola</i>	95,8%	6
<i>Cymbella aspera</i>	95,8%	5
<i>Gomphonella tegelensis</i>	95,8%	5
<i>Nanofrustulum cf.</i>	95,8%	5
<i>Navicula agatkae</i>	95,8%	5
<i>Nitzschia aequorea</i>	95,8%	5
<i>Rhabdonema sp.</i>	95,8%	5
<i>Uncultured Hemiaulus</i>	95,8%	5
<i>Geissleria frolikhiensis</i>	95,7%	5
<i>Licmophora fluticulata</i>	95,7%	5
<i>Skeletonema pseudocostatum</i>	95,7%	5
<i>Navicula radiosa</i>	95,6%	5
<i>Nitzschia aurariae</i>	95,6%	5
<i>Chaetoceros cf.</i>	95,5%	5
<i>Delphineis sp.</i>	95,5%	5
<i>Dictyota dichotoma</i>	95,5%	5
<i>Didymosphenia dentata</i>	95,5%	5
<i>Haslea cf.</i>	95,5%	5
<i>Nitzschia acicularis</i>	95,5%	5
<i>Schizostauron rawaii</i>	95,5%	5
<i>Thalassiosira gravida</i>	95,5%	5
<i>Corethron sp.</i>	95,4%	5
<i>Gloiopeltis furcata</i>	95,4%	5
<i>Nitzschia fonticola</i>	95,4%	5
<i>Psammothidium abundans</i>	95,4%	5
<i>Stephanopyxis turris</i>	95,4%	5
<i>Chlorarachnion reptans</i>	95,4%	4
<i>Euglena myxocylindracea</i>	95,4%	4
<i>Gomphonema pseudoaugur</i>	95,4%	4
<i>Gyrosigma sp.</i>	95,4%	4
<i>Surirella sp.</i>	95,4%	4

<i>Craticula cuspidata</i>	95,3%	4
<i>Fistulifera solaris</i>	95,3%	4
<i>Haslea pseudostrearia</i>	95,3%	4
<i>Nitzschia communis</i>	95,3%	4
<i>Placoneis cattiensis</i>	95,3%	4
<i>Planothidium frequentissimum</i>	95,3%	4
<i>Scoliopleura peisonis</i>	95,3%	4
<i>Cymbella lanceolata</i>	95,2%	4
<i>Halamphora cf.</i>	95,2%	4
<i>Halamphora veneta</i>	95,2%	4
<i>Licmophora aff.</i>	95,2%	4
<i>Uncultured heterokont</i>	95,2%	4
<i>Biremis sp.</i>	95,1%	4
<i>Craspedostauros alyoubii</i>	95,1%	4
<i>Eolimna sp.</i>	95,1%	4
<i>Nitzschia acidoclinata</i>	95,1%	4
<i>Pseudostriatella pacifica</i>	95,1%	4
<i>Schizostauron sp.</i>	95,1%	4
<i>Staurophora sp.</i>	95,1%	4
<i>Campylodiscus sp.</i>	95,0%	4
<i>Chaetoceros curvisetus</i>	95,0%	4
<i>Cladostephus spongiosum</i>	95,0%	4
<i>Fallacia sp.</i>	95,0%	4
<i>Fragilariophyceae sp.</i>	95,0%	4
<i>Nitzschia bergii</i>	95,0%	4
<i>Ophiocytium mucronatum</i>	95,0%	4
<i>Bacillariophycidae sp.</i>	94,9%	4
<i>Gogorevia rinatii</i>	94,9%	4
<i>Halamphora montana</i>	94,9%	4
<i>Serratifera sourniae</i>	94,9%	4
<i>Amphora allanta</i>	94,8%	4
<i>Dimeregramma cf.</i>	94,8%	4
<i>Homoeostrichus sinclairii</i>	94,8%	4
<i>Hyalosynedra al-shareefii</i>	94,8%	4
<i>Skeletonema sp.</i>	94,8%	4
<i>Xanthonema montanum</i>	94,8%	4
<i>Cymbella tumida</i>	94,7%	3
<i>Desmodesmus communis</i>	94,7%	3
<i>Uncultured gamma</i>	94,7%	3
<i>Hantzschia amphioxys</i>	94,6%	3
<i>Urosolenia eriensis</i>	94,6%	3
<i>Amphora sulcata</i>	94,5%	3
<i>Anomoeoneis fogedii</i>	94,5%	3

<i>Neosynedra provincialis</i>	94,5%	3
<i>Entomoneis paludosa</i>	94,4%	3
<i>Nitzschia draveillensis</i>	94,4%	3
<i>Nitzschia frustulum</i>	94,4%	3
<i>Rhopalodia contorta</i>	94,4%	3
<i>Cymatopleura solea</i>	94,3%	3
<i>Halamphora coloradiana</i>	94,3%	3
<i>Pinnularia grunowii</i>	94,3%	3
<i>Bumilleria exilis</i>	94,2%	3
<i>Gomphonema minutum</i>	94,2%	3
<i>Halamphora nagumoi</i>	94,2%	3
<i>Halamphora subturgida</i>	94,2%	3
<i>Hapalidiales sp.</i>	94,2%	3
<i>Haslea silbo</i>	94,2%	3
<i>Neidium amphigomphus</i>	94,2%	3
<i>Petrodictyon gemma</i>	94,2%	3
<i>Fragilaria striatula</i>	94,1%	3
<i>Licmophora colosalis</i>	94,1%	3
<i>Licmophora remulus</i>	94,1%	3
<i>Nitzschia varelae</i>	94,1%	3
<i>Odontella mobiliensis</i>	94,1%	3
<i>Pinnularia acrosphaeria</i>	94,1%	3
<i>Austrokalymenia rebecca</i>	94,0%	3
<i>Chaetoceros protuberans</i>	94,0%	3
<i>Gomphonema angusticephalum</i>	94,0%	3
<i>Placoneis cf.</i>	94,0%	3
<i>Stricosus sp.</i>	94,0%	3
<i>Uncultured stramenopile</i>	94,0%	3
<i>Coscinodiscus granii</i>	93,9%	3
<i>Cyclostephanos sp.</i>	93,9%	3
<i>Encyonema sp.</i>	93,9%	3
<i>Neidium hitchcockii</i>	93,9%	3
<i>Parlibellus sp.</i>	93,9%	3
<i>Sellaphora bacillum</i>	93,9%	3
<i>Triparma laevis</i>	93,9%	3
<i>Chlamydomonas sp.</i>	93,8%	3
<i>Craspedostauros paradoxa</i>	93,8%	3
<i>Plagiogramma sp.</i>	93,8%	3
<i>Ceramium filicula</i>	93,7%	3
<i>Gloiopeltis tenax</i>	93,7%	3
<i>Halamphora semperpalorum</i>	93,7%	3
<i>Haslea ostrearia</i>	93,7%	3
<i>Opephora sp.</i>	93,7%	3

<i>Otohimella japonica</i>	93,7%	3
<i>Surirella febigeri</i>	93,7%	3
<i>Amphora libyca</i>	93,6%	2
<i>Lithothamnion proluxum</i>	93,6%	2
<i>Nothogenia chilensis</i>	93,6%	2
<i>Astartiella sp.</i>	93,5%	2
<i>Discostella nipponica</i>	93,5%	2
<i>Eustigmataceae sp.</i>	93,5%	2
<i>Halamphora ghanensis</i>	93,5%	2
<i>Lampriscus shadboltianum</i>	93,5%	2
<i>Acutodesmus deserticola</i>	93,4%	2
<i>Caloneis lewisii</i>	93,4%	2
<i>Desmodesmus maximus</i>	93,4%	2
<i>Frustulia krammeri</i>	93,4%	2
<i>Prestauroneis integra</i>	93,4%	2
<i>Amphipleura pellucida</i>	93,3%	2
<i>Craticula ambigua</i>	93,3%	2
<i>Dilophus robustus</i>	93,3%	2
<i>Gomphonema subclavatum</i>	93,3%	2
<i>Neocalyptrella robusta</i>	93,3%	2
<i>Nitzschia umbonata</i>	93,3%	2
<i>Coscinodiscus jonesianus</i>	93,2%	2
<i>Craticula buderii</i>	93,2%	2
<i>Gomphonema lagenula</i>	93,2%	2
<i>Haslea howeana</i>	93,2%	2
<i>Neofragilaria stilus</i>	93,2%	2
<i>Nitzschia gracilis</i>	93,2%	2
<i>Sellaphora cf.</i>	93,2%	2
<i>Surirella biseriata</i>	93,2%	2
<i>Toxarium undulatum</i>	93,2%	2
<i>Uncultured Thalassionema</i>	93,2%	2
<i>Craspedostauros sp.</i>	93,1%	2
<i>Navicula microdigitoradiata</i>	93,1%	2
<i>Prionitis filiformis</i>	93,1%	2
<i>Stephanodiscus suzukii</i>	93,1%	2
<i>Aulacoseira subarctica</i>	93,0%	2
<i>Diploneis parca</i>	93,0%	2
<i>Hippodonta sp.</i>	93,0%	2
<i>Laurencia caduciramulosa</i>	93,0%	2
<i>Madinithidium vietnamica</i>	92,9%	2
<i>Melosira varians</i>	92,9%	2
<i>Pinnularia cf.</i>	92,9%	2
<i>Pinnularia valida</i>	92,9%	2

<i>Hyalosira interrupta</i>	92,8%	2
<i>Nitzschia filiformis</i>	92,8%	2
<i>Skeletonema costatum</i>	92,8%	2
<i>Eolimna minima</i>	92,7%	2
<i>Haslea feriarum</i>	92,7%	2
<i>Mayamaea terrestris</i>	92,7%	2
<i>Shionodiscus ritscheri</i>	92,7%	2
<i>Trematocarpus dichotomus</i>	92,7%	2
<i>Trigonium formosum</i>	92,7%	2
<i>Campylodiscus undulatus</i>	92,6%	2
<i>Diadsmis confervacea</i>	92,6%	2
<i>Gomphoneis okunoi</i>	92,6%	2
<i>Haslea arcuata</i>	92,6%	2
<i>Cymbella proxima</i>	92,5%	2
<i>Dictyota grossedentata</i>	92,5%	2
<i>Endosymbiont of</i>	92,5%	2
<i>Halamphora scatebra</i>	92,5%	2
<i>Serratifera brevis</i>	92,5%	2
<i>Lemnicola hungarica</i>	92,4%	2
<i>Palmerina hardmaniana</i>	92,4%	2
<i>Sargassum polycystum</i>	92,4%	2
<i>Achnanthes sp.</i>	92,3%	2
<i>Encyonema minutum</i>	92,3%	2
<i>Epithemia iriomotensis</i>	92,3%	2
<i>Grateloupia orientalis</i>	92,3%	2
<i>Neidium dilatatum</i>	92,3%	2
<i>Nitzschia lembiformis</i>	92,3%	2
<i>Pinnularia subanglica</i>	92,3%	2
<i>Porosira glacialis</i>	92,3%	2
<i>Chaetoceros sp.</i>	92,2%	2
<i>Craticula cf.</i>	92,2%	2
<i>Gomphonema intricatum</i>	92,2%	2
<i>Halamphora gibba</i>	92,2%	2
<i>Peyssonnelia distenta</i>	92,2%	2
<i>Plagiostriata baltica</i>	92,2%	2
<i>Talaroneis posidoniae</i>	92,2%	2
<i>Astartiella bornmanii</i>	92,1%	2
<i>Nitzschia amphibia</i>	92,1%	2
<i>Cymbopleura sp.</i>	92,0%	2
<i>Divergita cf.</i>	92,0%	2
<i>Dictyosiphon foeniculaceus</i>	91,9%	2
<i>Gloiopeltis sp.</i>	91,9%	2
<i>Hendeyella dimeregrammopsis</i>	91,9%	2

<i>Navicula ramosissima</i>	91,9%	2
<i>Plocamium cartilagineum</i>	91,9%	2
<i>Rhoicosphenia cf.</i>	91,9%	2
<i>Thalassiosira proschkiniae</i>	91,9%	2
<i>Triceratium pentacrinus</i>	91,9%	2
<i>Botrydium stoloniferum</i>	91,8%	2
<i>Cyclophora cf.</i>	91,8%	2
<i>Gloiopeltis compressa</i>	91,8%	2
<i>Navicula vara</i>	91,8%	2
<i>Batrachospermum macrosporum</i>	91,7%	2
<i>Bellerochea malleus</i>	91,7%	2
<i>Calliblepharis psammophilus</i>	91,7%	2
<i>Spatoglossum crassum</i>	91,7%	2
<i>Stictocyclus stictodiscus</i>	91,7%	2
<i>Champia viridis</i>	91,6%	2
<i>Cylindrocystis sp.</i>	91,6%	2
<i>Gracilariopsis hommersandii</i>	91,6%	2
<i>Halamphora pertusa</i>	91,6%	2
<i>Aurearena cruciata</i>	91,5%	2
<i>Cyclotella cf.</i>	91,5%	2
<i>Cymatosira belgica</i>	91,5%	2
<i>Entomoneis pusilla</i>	91,5%	2
<i>Gracilaria cervicornis</i>	91,5%	2
<i>Pseudostaurosira elliptica</i>	91,5%	2
<i>Achnantheidium straubianum</i>	91,5%	1
<i>Dimeregramma minor</i>	91,5%	1
<i>Gymnochloa stellata</i>	91,5%	1
<i>Rhoikoneis sp.</i>	91,5%	1
<i>Unidentified algae</i>	91,5%	1
<i>Navicula pseudacceptata</i>	91,4%	1
<i>Neidium fossum</i>	91,3%	1
<i>Lukinia dissecta</i>	91,2%	1
<i>Nanofrustulum sp.</i>	91,2%	1
<i>Amphora lineolata</i>	91,1%	1
<i>Auricula cf.</i>	91,1%	1
<i>Auricula mirabilis</i>	91,1%	1
<i>Gomphoneis minuta</i>	91,1%	1
<i>Hyalosynedra laevigata</i>	91,1%	1
<i>Monodus subterranea</i>	91,1%	1
<i>Pinguicoccus pyrenoidosus</i>	91,1%	1
<i>Tribonema regulare</i>	91,1%	1
<i>Vaucheria repens</i>	91,1%	1
<i>Actinocyclus sp.</i>	91,0%	1

<i>Fallacia cf.</i>	91,0%	1
<i>Halamphora holsatica</i>	91,0%	1
<i>Phaeothamnion confervicola</i>	91,0%	1
<i>Psammogramma anacarae</i>	91,0%	1
<i>Cladostephus hirsutum</i>	90,9%	1
<i>Pleurosigma elongatum</i>	90,9%	1
<i>Taonia lennebackeriae</i>	90,9%	1
<i>Amphora affinis</i>	90,8%	1
<i>Entomoneis adriatica</i>	90,8%	1
<i>Prionitis nodifera</i>	90,8%	1
<i>Anotrichium yagii</i>	90,7%	1
<i>Bacterosira constricta</i>	90,7%	1
<i>Bacterosira sp.</i>	90,7%	1
<i>Craspedostauros cf.</i>	90,7%	1
<i>Stauroneis constricta</i>	90,7%	1
<i>Uncultured Lauderia</i>	90,7%	1
<i>Achnantheidium coarctatum</i>	90,6%	1
<i>Dictyota flabellata</i>	90,6%	1
<i>Nitzschia perminuta</i>	90,6%	1
<i>Surirella ovalis</i>	90,6%	1
<i>Actinoptychus sp.</i>	90,5%	1
<i>Anomoeoneis sphaerophora</i>	90,5%	1
<i>Chaetoceros diadema</i>	90,5%	1
<i>Cocconeis euglypta</i>	90,5%	1
<i>Cocconeis sp.</i>	90,5%	1
<i>Eucheuma serra</i>	90,5%	1
<i>Frustulia erifuga</i>	90,5%	1
<i>Gomphonema cf.</i>	90,5%	1
<i>Auricula sp.</i>	90,4%	1
<i>Caloneis cf.</i>	90,4%	1
<i>Caloneis fontinalis</i>	90,4%	1
<i>Chaetoceros danicus</i>	90,4%	1
<i>Trematocarpus sp.</i>	90,4%	1
<i>Cylindrotheca sp.</i>	90,3%	1
<i>Cymbella mexicana</i>	90,3%	1
<i>Dilophus cf.</i>	90,3%	1
<i>Halamphora siqueirosii</i>	90,3%	1
<i>Plocamium angustum</i>	90,3%	1
<i>Plocamium sp.</i>	90,3%	1
<i>Reimeria sinuata</i>	90,3%	1
<i>Skeletonema tropicum</i>	90,3%	1
<i>Uncultured Odontella</i>	90,3%	1
<i>Chaetoceros didymus</i>	90,2%	1

<i>Fallacia monoculata</i>	90,2%	1
<i>Diadsmis sp.</i>	90,1%	1
<i>Strombidium sp.</i>	90,1%	1
<i>Gracilariopsis andersonii</i>	90,0%	1
<i>Haslea tsukamotoi</i>	90,0%	1
<i>Nitzschia sigma</i>	90,0%	1
<i>Tryblionella debilis</i>	90,0%	1
<i>Bacteriastrum furcatum</i>	89,9%	1
<i>Bacteriastrum jadranum</i>	89,9%	1
<i>Chaetoceros contortus</i>	89,9%	1
<i>Grammatophora sp.</i>	89,9%	1
<i>Asterionella formosa</i>	89,8%	1
<i>Coscinodiscus concinnus</i>	89,8%	1
<i>Amphora margalefii</i>	89,7%	1
<i>Carpha alpina</i>	89,7%	1
<i>Halamphora coffeaeformis</i>	89,7%	1
<i>Achnanthes cf.</i>	89,5%	1
<i>Nitzschia dubiiformis</i>	89,5%	1
<i>Nitzschia liebethruthii</i>	89,5%	1
<i>Dictyopteris sp.</i>	89,4%	1
<i>Eunotia naegelii</i>	89,4%	1
<i>Gomphonema brebissonii</i>	89,4%	1
<i>Halopeltis sp.</i>	89,4%	1
<i>Synedra acus</i>	89,4%	1
<i>Grateloupia sp.</i>	89,3%	1
<i>Laurencia laurahuertana</i>	89,3%	1
<i>Plagiochila javanica</i>	89,3%	1
<i>Porosira pseudodelicatula</i>	89,3%	1
<i>Pleurochloridella botrydiopsis</i>	89,2%	1
<i>Porosira pseudodenticulata</i>	89,2%	1
<i>Dictyota ceylanica</i>	89,1%	1
<i>Lagenocarpus guianensis</i>	89,1%	1
<i>Lagenocarpus rigidus</i>	89,1%	1
<i>Serratifera sp.</i>	89,1%	1
<i>Amphora proteus</i>	88,9%	1
<i>Amphora berlinensis</i>	88,8%	1
<i>Ardissonea baculus</i>	88,8%	1
<i>Serratifera takanoi</i>	88,8%	1
<i>Characiopsiella sp.</i>	88,7%	1
<i>Planothidium naradoense</i>	88,7%	1
<i>Anomoeoneis sculpta</i>	88,6%	1
<i>Halamphora crenulatoides</i>	88,6%	1
<i>Helicotheca tamesis</i>	88,6%	1

<i>Licmophora paradoxa</i>	88,6%	1
<i>Navicula perminuta</i>	88,6%	1
<i>Parlibellus hamulifer</i>	88,6%	1
<i>Cymbella janischii</i>	88,4%	1
<i>Pinnularia parvulissima</i>	88,3%	1
<i>Prymnesium parvum</i>	88,3%	1
<i>Epithemia hirudiniformis</i>	88,2%	1
<i>Sellaphora minima</i>	88,2%	1
<i>Tetramphora chilensis</i>	88,2%	1
<i>Proschkinia sp.</i>	88,1%	1
<i>Pinnularia subgibba</i>	88,0%	1
<i>Chlamydomonas peterfii</i>	87,9%	1
<i>Climaconeis undulata</i>	87,9%	1
<i>Lambertocellus africana</i>	87,9%	1
<i>Discostella stelligera</i>	87,8%	1
<i>Paralia sulcata</i>	87,8%	1
<i>Weeksia coccinea</i>	87,8%	1
<i>Amphora polita</i>	87,7%	1
<i>Chaetoceros rostratus</i>	87,7%	1
<i>Nitzschia pusilla</i>	87,7%	1
<i>Nanofrustulum wachnickianum</i>	87,6%	1
<i>Podocystis cf.</i>	87,5%	1
<i>Psammoneis japonica</i>	87,5%	1
<i>Macrocystis pyrifera</i>	87,4%	1
<i>Navicula flagellifera</i>	87,4%	1
<i>Psammoneis obaidii</i>	87,4%	1
<i>Asterocladon interjectum</i>	87,3%	1
<i>Incendia yoneshigueana</i>	87,3%	1
<i>Perideraion montgomeryi</i>	87,3%	1
<i>Minidiscus trioculatus</i>	87,2%	1
<i>Berkeleya fennica</i>	86,8%	1
<i>Berkeleya sp.</i>	86,8%	1
<i>Dictyota stolonifera</i>	86,8%	1
<i>Ophiocytium sp.</i>	86,7%	1
<i>Pinnularia neomajor</i>	86,7%	1
<i>Chaetoceros debilis</i>	86,6%	1
<i>Characiopsis longipes</i>	86,6%	1
<i>Dinothrix paradoxa</i>	86,6%	1
<i>Lepocinclis tripteris</i>	86,6%	1
<i>Lyrella hennedyi</i>	86,6%	1
<i>Characiopsis acuta</i>	86,5%	1
<i>Blidingia minima</i>	85,9%	1
<i>Gracilaria incurvata</i>	85,9%	1

<i>Chaetoceros decipiens</i>	85,8%	1
<i>Pseudostaurosira</i> sp.	85,8%	1
<i>Ulnaria ulna</i>	85,8%	1
<i>Nanofrustulum shiloi</i>	85,7%	1
<i>Planothidium cryptolanceolatum</i>	85,7%	1
<i>Odontella longicruris</i>	85,5%	1
<i>Botrydiopsidaceae</i> sp.	85,4%	1
<i>Pauliella taeniata</i>	85,3%	1
<i>Perideraion</i> cf.	85,3%	1
<i>Cocconeidaceae</i> sp.	85,1%	1
<i>Gelidium</i> sp.	85,1%	1
<i>Attheya decora</i>	85,0%	1
<i>Thalassiosira gessneri</i>	84,8%	1
<i>Gracilaria eucheumatoides</i>	84,6%	1
<i>Grateloupia livida</i>	84,4%	1
<i>Predaea weldii</i>	84,4%	1
<i>Simonsenia eileencoxiae</i>	84,4%	1
<i>Rhoicosphenia stoermeri</i>	84,2%	1
<i>Encyonema triangulum</i>	84,1%	1
<i>Petrodictyon</i> sp.	84,1%	1
<i>Peyssonnelia</i> sp.	84,1%	1
<i>Botrydiopsis pyrenoidosa</i>	84,0%	1
<i>Ethelia denizotii</i>	84,0%	1
<i>Protoraphis atlantica</i>	83,9%	1
<i>Champia harveyana</i>	83,8%	1
<i>Champia salicornioides</i>	83,8%	1
<i>Gracilaria domingensis</i>	83,7%	1
<i>Synchroma grande</i>	83,7%	1
<i>Nitzschia schefferae</i>	83,6%	1
<i>Fistulifera</i> sp.	83,5%	1
<i>Hyalosira delicatula</i>	83,5%	1
<i>Gazia australica</i>	83,3%	1
<i>Taonia</i> sp.	83,3%	1
<i>Aurearena</i> sp.	83,1%	1
<i>Chaetoceros constrictus</i>	82,9%	1
<i>Hydrosilicon mitra</i>	82,9%	1
<i>Climacodium frauenfeldianum</i>	82,8%	1
<i>Craticula importuna</i>	82,8%	1
<i>Punctastriata</i> sp.	82,8%	1
<i>Eucampia zodiacus</i>	82,2%	1
<i>Hanicella moenia</i>	82,2%	1
<i>Triparma</i> sp.	82,2%	1
<i>Ceratanaulus creticus</i>	82,0%	1

<i>Eucampia cornuta</i>	81,9%	1
<i>Jubulopsis novae-zelandiae</i>	81,4%	1
<i>Cumathamnion serrulatum</i>	81,1%	1
<i>Opephoroidiella sp.</i>	81,1%	1
<i>Entomoneis vilicicii</i>	80,0%	1
<i>Encyonema macedonicum</i>	79,6%	1
<i>Dorofeyukea indokotschyi</i>	79,3%	1
<i>Gomphonema micropus</i>	78,6%	1
<i>Halamphora adumbratoides</i>	75,5%	1
<u>Toplam Tür Sayısı: 646</u>		
<u>Üçüncü İstasyon Toplam Okuma Sayısı: 22978</u>		