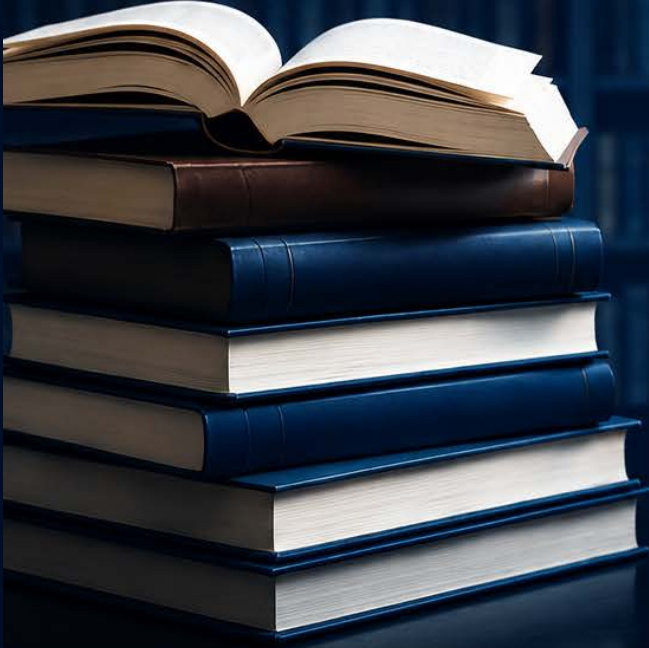


SU ÜRÜNLERİ ALANINDA
GÜNCEL KONULAR VE
AKADEMİK DEĞERLENDİRMELER

Editör: Prof.Dr. Hilal BULUT



yaz
yayınları

**Su Ürünleri Alanında
Güncel Konular ve Akademik Değerlendirmeler**

Editör

Prof.Dr. Hilal BULUT

yaz
yayınları

2026

Su Ürünleri Alanında Güncel Konular ve Akademik Değerlendirmeler

Editör: Prof.Dr. Hilal BULUT

© YAZ Yayınları

Bu kitabın her türlü yayın hakkı Yaz Yayınları'na aittir, tüm hakları saklıdır. Kitabın tamamı ya da bir kısmı 5846 sayılı Kanun'un hükümlerine göre, kitabı yayınlayan firmanın önceden izni alınmaksızın elektronik, mekanik, fotokopi ya da herhangi bir kayıt sistemiyle çoğaltılamaz, yayımlanamaz, depolanamaz.

E_ISBN 978-625-5450-76-0

Ekim 2026 – Afyonkarahisar

Dizgi/Mizanpaj: YAZ Yayınları

Kapak Tasarım: YAZ Yayınları

YAZ Yayınları. Yayıncı Sertifika No: 73086

M.İhtisas OSB Mah. 4A Cad. No:3/3
İscehisar/AFYONKARAHİSAR

www.yazyayinlari.com

yazyayinlari@gmail.com

İÇİNDEKİLER

Sülüklerde Üreme.....	1
<i>Shabnam FARZALI, Naim SAĞLAM</i>	
Photobacteriosis in Marine Fish: Biology, Diagnosis, and Control.....	28
<i>Çağatay NUHAY, Oğuzhan AYAR, Deha Ali DENİZ</i>	

"Bu kitapta yer alan bölümlerde kullanılan kaynakların, görüşlerin, bulguların, sonuçların, tablo, şekil, resim ve her türlü içeriğin sorumluluğu yazar veya yazarlarına ait olup ulusal ve uluslararası telif haklarına konu olabilecek mali ve hukuki sorumluluk da yazarlara aittir."

SÜLÜKLERDE ÜREME

Shabnam FARZALI¹

Naim SAĞLAM²

1. GİRİŞ

Annelidler içerisinde nispeten küçük bir monofiletik grup oluşturan ve tatlı sulardaki omurgasız yırtıcılar gibi önemli rol oynayabilen sülükler (Hirudinea), ektoparazit ve kan emici olarak bilinirler. Tanımlanan 700'den fazla türün yaklaşık %15'i denizlerde, büyük bir kısmı tatlı sularda yaşadığı halde, az bir kısmı ise karasal hayata uyum sağlamıştır (Phillips, Govedich, & Moser, 2020; Sket & Trontelj, 2008)

Sülükler, parazit oldukları halde eski çağlardan beri insanlarda tedavi edici amaçla kullanılmasından dolayı dikkat çekici canlılar olmuşlardır. Tıbbi alanda kullanılan sülükler arasında *Hirudo medicinalis* en iyi bilinenidir. Latince olan *Hirudo* kelimesi “bağlı olmak, yapışmak” anlamına gelen “hoero” dankökenini almaktadır. Modern tıpta *H.medicalis* plastik cerrahide kullanıldığı gibi salgıladığı enzim ve hormonlar ise insanları tedavide değerlendirilmektedir. Sülüklerin Osmanlılar tarafından kullanıldığı ve bu konu ile ilgili yazılı eserler hazırladıkları bilinmektedir. Osmanlılarla beraber Fransız'lar da sülüklerden yararlanmışlardır (Naim Sağlam, 2011).

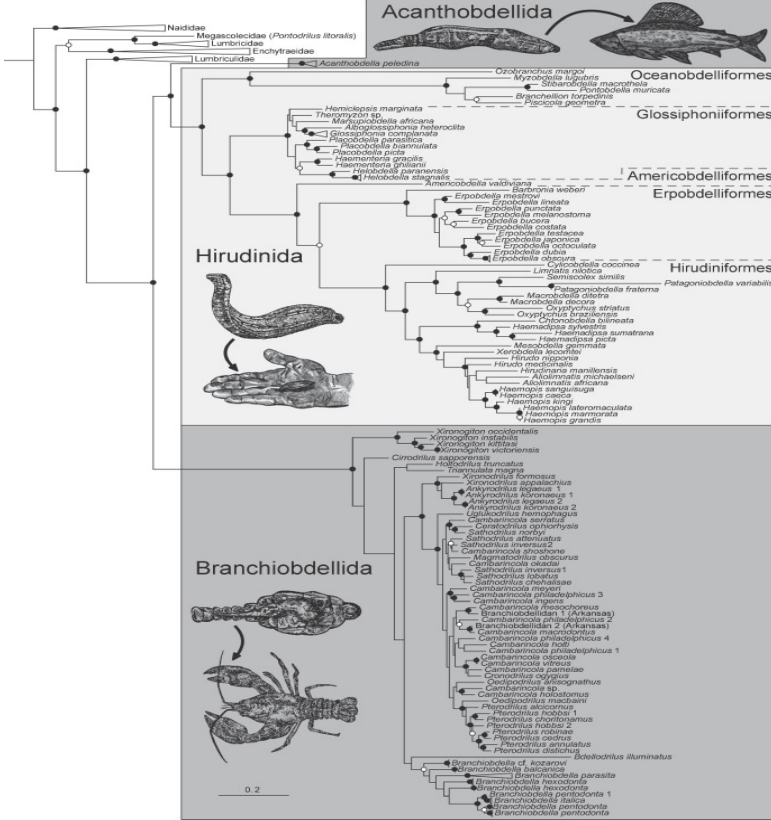
¹ Dr. Öğretim Üyesi, Fırat Üniversitesi, Su Ürünleri Fakültesi, Su Ürünleri Yetiştiriciliği, ORCID: 0000-0002-8118-9516.

² Prof. Dr., Fırat Üniversitesi, Su Ürünleri Fakültesi, Yetiştiricilik, ORCID: 0000-0002-3163-8432.

Bütün sülükler sadece kan emici değildir, yırtıcı sülükler de var ki, çoğu omurgasızları, özellikle halkalı solucanları, salyangozları ve böcek larvalarını yemekle geçinirler. Kan emenler balık, kurbağa, kaplumbağa, salyangoz, kabuklu su canlıları ile omurgalı hayvanlarda ve insanlarda ektoparazit olarak yaşar. Omurgalıların hemen her grubu konakçı olmasına karşın, balıklar en çok saldırıya uğrayan gruptur. Tropikal bölgelerin yağışlı kısımlarında, daha doğrusu çok nemli yerlerde karada yaşayan Haemadipsidae familyasının üyeleri kuş, memeli gibi hayvanların ağız ve burunlarına yapışırlar. Bunlar bitkilerin üzerine çıkarlar, alttan geçen hayvan ve insanların üzerine kendilerini bırakırlar. En küçük deliklerden geçerek insan da dahil sıcakkanlıların vücuduna ulaşırlar. Bazıları örneğin balıklarda parazit olan Piscicolidae familyasının üyeleri devamlı olarak konakçı üzerinde kalmalarına karşılık, bazıları belirli periyotlarda kan emerler (Borda & Siddall, 2011; Ronald W Davies & Fredric R Govedich, 2001; Fredric R Govedich et al., 2010; Jimi et al., 2023).

Son yıllarda yapılan moleküler filogenetik analizler, sülüklerin geleneksel morfolojik sınıflandırmasını (hortumlu/hortumsuz ayrımı) parapiletik (evrimsel geçmişi tam yansıtmayan) olduğu için geçersiz kılmıştır. Günümüzde sülükler, genetik veriler ve biyolojik davranışlar dikkate alınarak evrimsel tarihle uyumlu üç yeni alttakıma ayrılır: Oceanobdelliiformes, Glossiphoniiformes, Americobdelliiformes. Oceanobdelliiformes: Çoğunlukla deniz ve acı sularda yaşayan *Ozobranchidae* ve *Piscicolidae* familyalarını kapsar. Diğer sülüklerin kardeş grubudur; hortumlu olmalarına rağmen ebeveyn bakımı göstermezler. Glossiphoniiformes: Sadece tatlı sularda yaşayan *Glossiphoniidae* familyasını içerir. Kokonları karın bölgesine yapıştırarak veya kuluçkaya yatarak ebeveyn bakımı göstermeleriyle benzersizdirler. Americobdelliiformes: Tek tipik türü *Americobdella valdiviana*'dır. *Erpobdelliiformes* ve

Hirudiniformes gruplarının kardeş grubu olduğu için ayrı bir alttakım olarak tanımlanmıştır (Tessler et al., 2018).

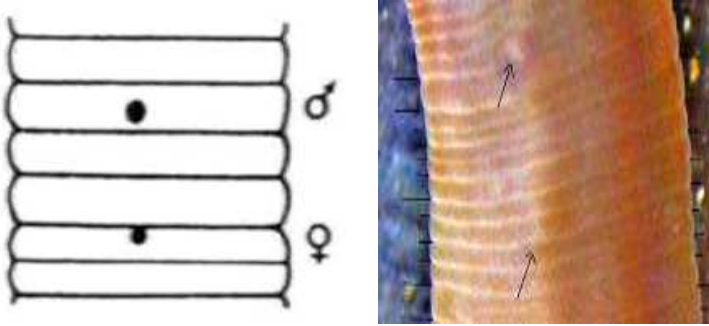


Şekil 1. Hirudinea'nın modern sınıflandırılması (Tessler et al., 2018).

2. SÜLÜKLERDE ÜREME SİSTEMLERİ

Tüm sülükler hermofrodittir, ancak kendi kendini dölleyemez ve eşeysiz olarak çoğalamazlar. Tüm sülüklerin yaşam döngüsü yumurta, yavru ve olgun evrelerinden oluşur. Kokondan çıkan yavru 12-18 ay içinde yumurta üreten yetişkinlere dönüşürler. Yetişkin yırtıcı ve etçil sülük türleri çoğunlukla yaşam süresi boyunca sadece bir kez kokon verdikten

(semelparit) sonra hayatını kaybederler. Kan emerek beslenen sülük türleri ise yaşadıkları süre içinde birkaç kez (iteroparit) kokon verebilirler. Beslenme ve su sıcaklığı dahil olmak üzere çeşitli çevresel faktörler sülüklerin üremesini etkileyen nedenler olarak bilinmektedir (Fredric R Govedich, William E Moser, & Ronald W Davies, 2004; Roy T Sawyer, 1986; Uğural & Serezli, 2020). Üreme sistemi sülük aileleri, cinsleri ve türlerinin teşhisinde çok önemlidir. Üreme organları içinde bir erkek ve bir dişi gonopor taşırlar. Erkek ve dişi organlar genellikle X-XII. segmentte vücudun ventralinden median olarak arka arkaya dışarı açılırlar. Erkek genital delik her zaman dişi genital deliğin ön tarafında bulunur ve genellikle türlere özgü bir sayıya göre bir birlerinden halkalarla ayrılır (Şekil 2). Genellikle olgunlaşmış sülüklerde erkek por dişi pordan daha geniş ve belirgindir . Sülüklerde gerçek testis ve ovaryum yoktur, onun yerine testis kesesi ve ovaryum kesesine sahiptirler (R.W. Davies & F.R. Govedich, 2001; F.R. Govedich et al., 2010; F. R. Govedich, W. E. Moser, & R. W. Davies, 2004; Moser, Govedich, & Klemm, 2009; Sağlam, 2004; R.T. Sawyer, 1986).

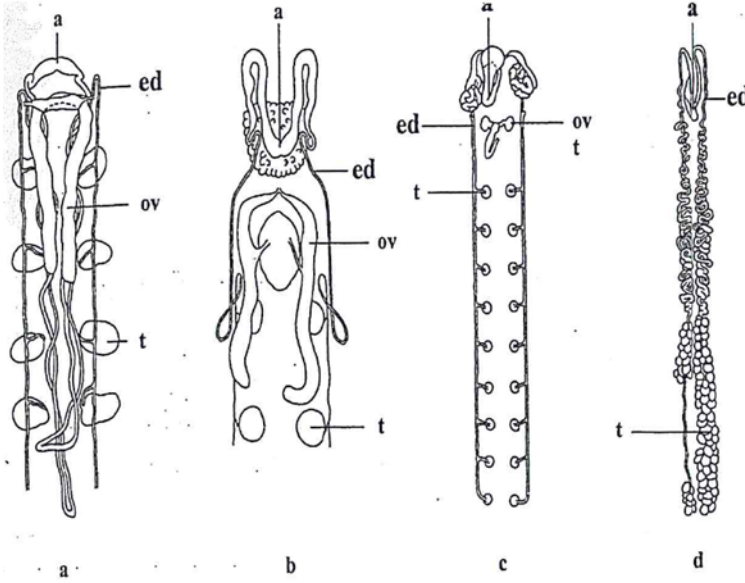


Şekil 2. Erkek ve dişi genital deliklerin ventral görünüşü. a. *Dina*; b. *Trocheta subviridis* (Lecaplain & Noël, 2015)

2.1. Sülüklerde Erkek Üreme Sistemi

Erkek gonadlar yuvarlak kesecikler şeklindedir. Testisler XII veya XIII. segmentten başlayarak her segmentte birer çift

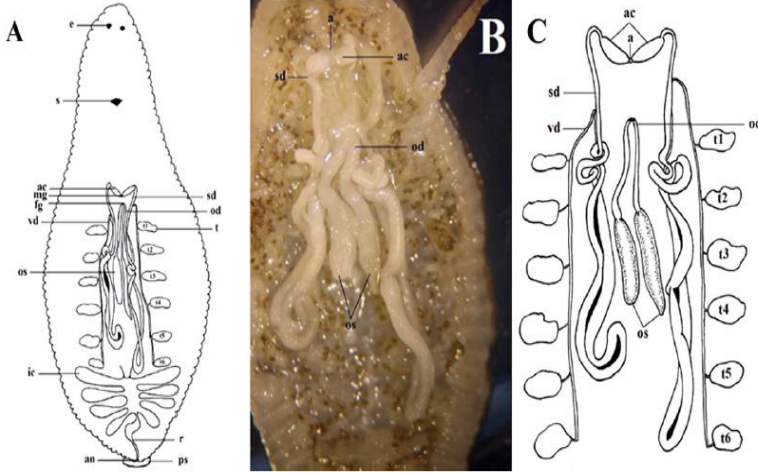
olmak üzere en az 4 çift (*Ozobranchus branchiatus*) en çok 17 çift (*Semiscolex variabilis*) olmaktadır (Ulvik, 1999). Tarif edilen organın sayısı *Glossiphoniidae*'lerde 5–10 çift, bu ailenin diğer bireylerinde 6çift, *Ichthyobdellidae*'lerde ise 4 ve 5 çift aralığındadır. *Hirudinidae*'lerde bu sayı 5 ile 10–12 arasında değişir. *Erpobdellidae*'lere ait olan bir türde testislerin sayısı 5–10 iken, diğer türlerin bir çoğunda ise bu sayı 90'a kadar yükselir (Şekil 3) (F.R. Govedich et al., 2010; Lukin, 1976; Nesemann & Neubert, 1999).



Şekil 3. Üreme organları. a. *Glossiphonia complanata*, b. *Piscicola geometra*, c. *Hirudo medicinalis*, d. *Erpobdella octoculata*. a, atrium; ed, sperma kanalı; ov, ovisak (ovaryum kesesi); t, testisler (Nesemann & Neubert, 1999).

Testisler, vücudun orta kısmındaki segmentlerde birer çift olmak üzere sıralanırlar. Ancak çenesiz sülüklerde (*Erpobdella* ve *Trocheta*) testisler dikkat çekici derecede artmış, küçülmüş ve sperma kanalını çevrelemiştir. Testis sıralarının dış taraflarında birer sperma kanalı uzanır. Her testis ayrı ayrı kanalcıklarla kendi

taraflarına ait olan sperma kanalına açılırlar. Her iki büyük sperma kanalı öne doğru uzanır ve sperma keseleri olarak kabul edilen birer genişleme yaptıktan sonra ortak bir atriyumda sonuçlanırlar (Şekil 4). *Hirudinidae*'nin sperma kanallarının müşterek olan uç kısmı bir penis ihtiva eder. Atriyum çok kısa, kompleks ve duvarları lümen içine açılan salgı hücreleriyle kuşatılmıştır. Proksimal salgı bezi prostat olarak isimlendirilir. Spermatoforları gelişmemiştir. Spermatogenesis sülüklerde ilk olarak testislerin lümeninde yapılır. *Rhynchobdellida* ve *Pharyngobdellida*'da kopulasyon organı bulunmaz (Çağlar, 1973; Gönenç, 2000; Lukin, 1976; Sağlam, 2004).

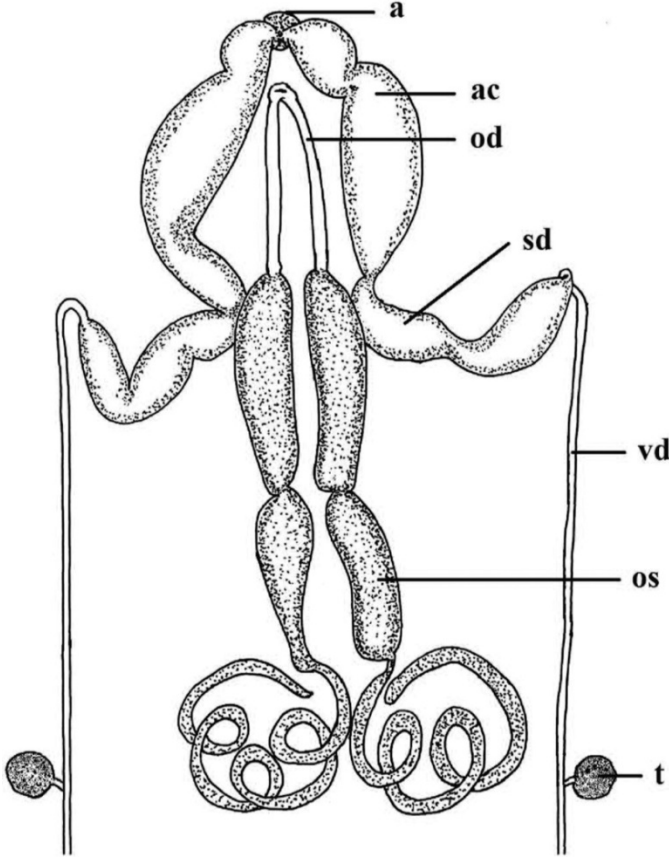


Şekil 4. *Helobdellasp.*'nin üreme organları. (A) Üreme organının vücuttaki pozisyonu. (B) Dorsal diseksiyon. (C) Şematik üreme organları. a-atrium; ac-atrial korna; os-ovisak; od-ovaryum kanalı; sd- sperm kanalı; t-testisak; vd- vasdeferens (Hill, Sağlam, & Shain, 2018).

2.2. Sülüklerde Dişi Üreme Sistemi

Dişi üreme sistemi çok basittir ve daima bir çifttir. Testisin anterior çifti ile erkek atriyumu arasında yerleşir (Şekil 5). Her bir yumurtalık germinal dokunun bir topluluğu olup, içinde birkaç kokon (yumurta kesesi) bulundurabilir. Kısa bir

yumurta kanalı (oviduct) anterior olarak uzanır ve vaginayla birleşir. Dişi genital delik (gonopor) sülüğün ventral yüzeyinden XI. segmentten dışarı açılır. Dişi eşey açıklığı genellikle iki halka arasındaki olukta yerleşir. Yumurtalar, olgunlaşmamış gamet şeklinde (oocyste) yumurtalıklara bırakılır ve olgunlaşmasını kokon sıvısı içinde tamamlar (Barnes, 1974; R.W. Davies & F.R. Govedich, 2001; F.R. Govedich et al., 2010; Sağlam, 2004).



Şekil 5. Üreme organının dorsal görünüşü *Myzobdella lugubris*. a- atrium; ac: atrial korna; os-ovaryum kesesi; od-yumurta kanalı; sd-sperm kanalı; t-testisak, vd- vasdeferens (Sağlam, Saunders, Lang, & Shain, 2018).

2.3. Klitellum

Sülüklerin vücudunun klitellum olarak adlandırılan bölgesi, üreme organlarından ve üç segmentten (XI-XIII veya X-XII) oluşur. Birçok sülüklerde klitellar bölge üreme zamanı daha belirgin görüldüğü halde, bir dizi türlerde ise vücudun diğer kısımlarından fark edilmez (Şekil 6). Bazı sülüklerde kemer yavru bireylerde bile dışsal işaretlerle ayırt edilebilir. Klitellum bezlerle zengin olan, erkek ve dişi genital deliklerin açıldığı bölgedir. Yukarıda da belirtildiği gibi, erkek gonopor her zaman dişi gonoporusun önünde bulunur ve fark edilecek şekilde dişi gonopordan daha büyüktür. İki delik arasındaki mesafe ve onları ayıran halkaların sayısı aynı cinsin veya daha büyük sistematik grupların teşhisinde önemli rol oynar. Örneğin, *E.nigricollis*'de gonoporlar arasındaki halkaların sayısı dört veya beş, *E.octaculata*'da üç veya daha fazla, *E.lineata*'da ise iki halkadır. Genital deliklere nadiren halka üzerinde rastlanır, genellikle halkalar arasındaki oluk içinde yerleşir ve bu özellik sülük teşhisinde büyük önem taşır. *E.octaculata*'nın erkek gonoporu neredeyse her zaman halkanın tam üzerinde yerleşir ve halka sayısı da üçten daha az, genellikle iki buçuk halkaya eşittir (F.R. Govedich et al., 2010; Lukin, 1976; Nesemann & Neubert, 1999; R.T. Sawyer, 1986).



Şekil 6. Şişkin klitellum *Myzobdella lugubris* (Saglam et al., 2018).

3. SÜLÜKLERDE DÖLLENME

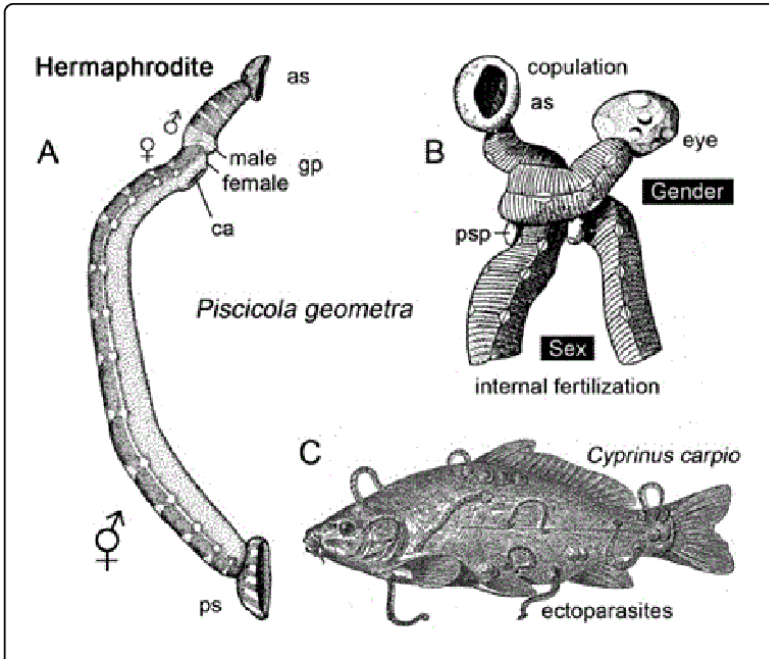
Paleartik sülüklerde çoğalma genellikle ilkbaharda başlasa da, bazen istisnalar da görülür. İklim ve beslenme koşullarının üreme üzerinde önemli bir etkisi vardır. Hatta üreme dönemi aynı cinsin farklı türlerinde bile değişim gösterebilir. Böylece, üreme dönemi ağırlıklı olarak geçici sulak alanlarda yaşayan *E.lineata*'da ilkbaharda, çeşitli kalıcı sulak alanlarda geniş yaygın olan *E.octaculata*'da ise ilkbahardan sonbahara kadar süre biliyor (F.R. Govedich et al., 2010; Lukin, 1976; R.T. Sawyer, 1986).

Sülüklerde çiftleşme cinse ve türe göre değişiyor. *Piscicola geometra* çiftleştiği zamanı bireyler birbirine iyice dolaşır ve bu karşılıklı eşleşmede çekmenler çok önemli rol oynarlar (Şekil 7). Genital delikler arasındaki halka sayısı üç olan *P.geometra* türünde çiftleşme kışın sonlarında gerçekleşir. Koyu kahve renkli ve 1–1,5 mm uzunlukta olan kokonlara, Mart ayından Temmuz'a kadar büyük bir taş yüzeyindeki çatlaklarda veya bazen kabuklu canlıların kabukları üzerinde çok sayıda rastlanır. Bu sülük türü 1,5–3 gün içerisinde sadece bir embriyon taşıyan 50–90 kokon bırakabilir. Kokonun gelişimi su sıcaklığına göre değişir. Bu süre ortalama 10-15° C sıcaklıkta yaklaşık 7 -15 gün içerisinde gerçekleşir. Yavru sülüğün ölçüsü 3,5-6,5 mm uzunlukta olup ve 3 haftaya kadar beslenmeden yaşayabilir. Döllenme karşılıklı ve tek taraflı olabilir. Bu farklılıklar çiftleşen sülüklerin pozisyonundan asılıdır. Döllenme süresi türe göre birkaç dakikadan birkaç saate kadar değişebilir. *Protoleipsis tessulata*'da döllenme süresi ortalama iki hafta, maksimal üç hafta sürebilir (Elliott & Mann, 1979; Lukin, 1976). *Myzobdella lugubris* de *P. geometra* ile benzer üreme stratejisine sahiptir (Saglam et al., 2018).

Yaşadıkları sürece ektoparazit hayat tarzı süren sülükler (*Piscicolidae* ve *Glossiphoniidae*) döllenme zamanı konakçıdan

ayrılırlar. Buna neden olarak ise kokonların konakçının vücuduna tutturulmasında mukus salgılamasının engellemesi gösterilmektedir (Lukin, 1976).

Çeneli sülüklerin (Gnathobdellida) bir kısmında döllenme spermilerin penis aracılığıyla diğer bireyin vajinasına nakledilmesi şeklinde olur. Diğerlerinde sperma kanallarının uç kısmında kitinli bir kopulyasyon cihazı (spermatofor) meydana getirilerek bunlar diğer eşin derisinden bir yere, çoğu zaman sırtına saplanırlar (*Rhynchobdellida*, *Pharyngobdellida*). Spermatoforların şekli türe göre değişir. Hortumlu sülüklerde spermatofor elastik olduğu halde, çenesiz sülüklerde ise elastik değildir (Lukin, 1976).



Şekil 7. *Piscicola geometra* türünün morfolojisi, çiftleşme ve yaşam tarzı. Olgun sülük (A), iki birey çiftleşme sırasında (B), tatlısu (*Cyprinus carpio*) balığında ektoparazit yaşayan *P. geometra* (C) (Kearn, 2004; Kutschera, 2016; Nesemann & Neubert, 1999).

Spermatoforlar deriye eritici bir tesir yaparlar. Kısa bir zaman içerisinde spermalar sölom boşluğuna geçerek oradan da ovaryumlara giderler (Barnes, 1974; Sağlam, 2004). Genellikle penis ile olan döllenme bir taraflı, spermatoforlarla yapılan döllenme ise karşılıklıdır. İlkbaharda sıcaklığın artışı ile sülükler uyarılmakta ve yumurtlama gerçekleşmektedir. Döllenmeden kısa bir süre sonra yumurtalar klitellum bezleri tarafından salgılanan besleyici albumin ile dolu bir kesenin içine bırakılırlar. Böylece kokon besleyici albumin ile doludur. Bu zaman içinde klitellum açıkça belirginleşir (Barnes, 1974; Brown, 1967; Demirsoy, 1982).

Bazı sülük türlerinde çiftleşme ve klitellum tarafından salgılanan kokonun üretimi arasında dikkat çekecek derecede gecikmeler vardır. *H.stagnalis* türünde çiftleşme sonbaharda olmasına rağmen kokon üretimi ilkbaharda meydana gelir. Bir sülüğün kokon ürettiği klitellum bölgesinin şişkinleşmesi ve renginin açılmasıyla kolaylıkla anlaşılabilir. Klitellum *Erpobdellidae*'lerde dışarıdan bakılarak daha belirgin görünürken, *Helobdella* türlerinde üretilmiş olan kokonun mikroskop altında ovaryumda görülmesi mümkündür (Brown, 1967).

4. KOKON ÖZELLİKLERİ

Klitellar annelidler yumurtalarını kokon adı verilen kesede biriktirirler. Kokonun duvarları polisakkarit ve lifli proteinden oluşan bir mukus maddesi biçiminde klitellumdan salgılanır. Doğal ortam koşullarına uygun olarak, içerisinde katı koruyucu bir yumurta kapsülü olan bu madde birkaç güne kadar termal, kimyasal ve proteolitik bozulmaya karşı sertleşebilir (N. Sağlam, 2011). Yumurta kesesi dişi gonopordan çıktıktan sonra verimli yumurtaları taşır. Piscicolidae'de bir kokon sadece bir yumurta taşır ve bu sayı türlere göre değişir. *Erpobdella obscura*

bir üreme döneminde 1–4 kokon bırakır ve her bir kokonda da 1–4 yumurta bulunur. *H. verbana* ise bir dönemde 1–4 kokon üretir ve her kokon 25 embriyo içerebilir (Coleman & Shain, 2009; Sağlam, 2017).

Sülükler arasında yavru bakımı olan formlara (*Glossiphoniidae*) da rastlanır. Bunlarda ana hayvan ya yumurtalarını birlikte taşır ya da bıraktığı yere kokonun üzerine gerilerek onu koruduğu gibi, vücudunun dalgalanma hareketleri ile de yumurtalara taze su gönderir. Sülükler metamorfoz olmadan yavaş yavaş ergin hale geçerler (Barnes, 1974; Çağlar, 1973; Gönenç, 2000; R.T. Sawyer, 1986).

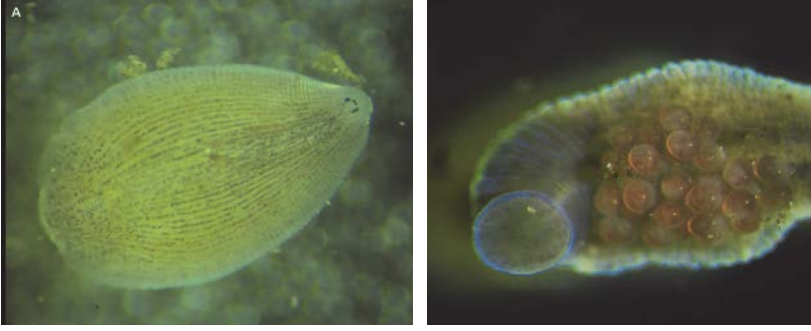
Sülükler, jelöz, membranlı ve süngerimsi olmak üzere üç tip kokon yapısına sahiptir (Coleman & Shain, 2009; Hill et al., 2018; M. E. Siddall & Burreson, 1996).

4.1. Jelöz Kokon

Yavrularını ve yumurtalarını vücudun ventralinde taşıyan *Glossiphoniidae*'ler jelöz kokon üretirler (Şekil 8). Yumurta sarısı bakımından çok zengin olan *Glossiphoniidae*'lerin kokonları ince duvarlı ve şeffaf kesenin içerisinde bulunur. Bu tür kokonlarda besin maddesi bulunmaz ve kokonun görevi embriyonu vücudun ventralinde olduğu sürede onu sadece mekanik etkilerden korumaktır. Kokondan çıkan yavru sülükler böylece beslenmeye hazır olana kadar orada kalırlar. *Theromyzon tessellatum* yavrularını beş ay süreyle ve *T.trizonare* ise bir ay kadar karın üzerinde yapışık olarak taşır. *Placobdella* ve *Helobdella* türleri ise 15-21 gün süreyle yavrularını karın altında taşırlar (Brown, 1967; Coleman & Shain, 2009; Elliott & Mann, 1979).

Diğer sülük türlerinde ise kokonların duvarı yeterince kalın olup, besin maddesiyle çok zengindir. Küçük olan embriyolar proteince zengin besin maddesi sayesinde gelişir ve bir ay gibi sürede kokondan çıkacak duruma gelir. Bu nedenle kokonun görevi sadece embriyoyu korumak değil, aynı zamanda

embriyonun kokon içinde gelişimini sağlamaktır (Lukin, 1976; R.T. Sawyer, 1986).



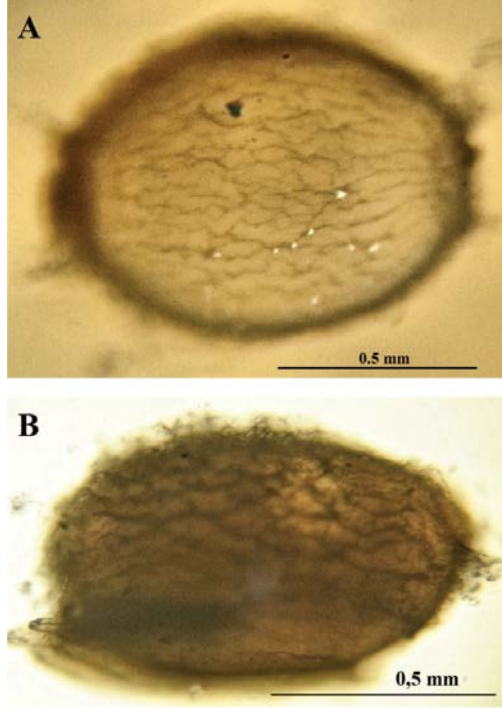
Şekil 8. *Alboglossiphonia heteroclita*’nın dorsal görünümü (A) ve karın altında yavru sülükler (B). *Helobdella stagnalis*’in karın altında yumurtalarının görünüşü (C)(Kaygorodova, 2012).

4.2. Membranlı Kokon

Erpobdellidae ve *Piscicolidae* türleri sert bir dış yüzeye sahip membranlı kokon üretirler. *Piscicolidae* türlerinde membranlı kokonlar küçük, 1 mm uzunluğunda, bazılarında hafif tüylü bir yapıya sahiptirler ve suda özellikle taşların üzerinde bulunur (Elliott & Mann, 1979; R.T. Sawyer, 1986). *Myzobdella lugubris* kanal yayın balıklarında parazit olup kokonları uzunlamasına çizgilere sahip, nispeten küçük, sert kabuklu ve limon şeklinde yapıya sahiptir. Bu sülük türü diğer bazı sülük türlerinde olduğu gibi kokonlarını uzun eksenin her iki ucunda operkulum (kutup kapsülü) içerir, yavrular kokondan çıkacağı zaman bu operkulum kısımları açılarak yavru sülükler bu kısımdan dışarı çıkarlar (Şekil 9). Bu sülük bir kokonda sadece bir yavru sülük üretir (Daniels & Sawyer, 1975; Sağlam et al., 2018).

Erpobdellidae ‘lerin ürettiği kokon 3 – 8 mm uzunlukta, ilk başta limon şekilli ve yumuşak olur, fakat sülük onu substrat üzerinde eliptik kese şeklinde düzleştirir ve böylece, kokonun

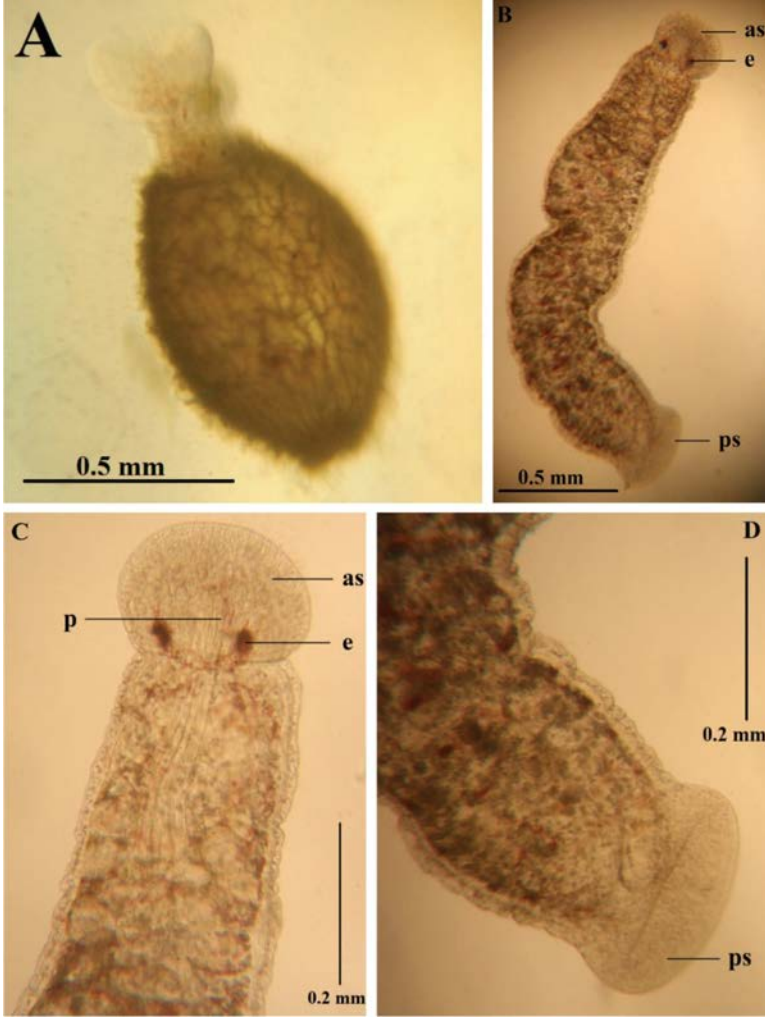
sertleşerek renginin de koyu kahve rengine değişmesine sebep olur. Orta ölçülü ve eliptik şekilli kokonların duvarı kalındır ve içerisinde dikkat çekecek derecede fazla embriyon barındırır. Kokon membranı şeffaf bir yapıda olup kokon içindeki embriyonik gelişimi gözlemlemek mümkündür. *Dina lineata*'nın kokonları dar şekilli olduğu halde, *Trocheta*'larda kokonların ölçüsü büyük ve yaklaşık olarak 5 – 8 mm –dir (Elliott & Mann, 1979; Lukin, 1976; R.T. Sawyer, 1986). *Erpobdella obscura* da bu şekilde kokon üreten ve en çok araştırılmış olan türlerdendir. Bu sülük türünün de kokonlarının her iki ucunda kutup kapsülü bulunmaktadır ve kokonları 1-11 kadar embriyo içerebilir (Davies & Singhal, 1988; Sarieyyupoglu & Saglam, 1998).



Şekil 9. *Myzobdella lugubris* kokonun dorsal (A) ve lateral (B) görünümü (Saglam et al., 2018).

Myzobdella lugubris türü üzerinde yapılan araştırmalar sonucunda 17- 22° C sıcaklıkta 67'den fazla kokon bırakmasına

rağmen her kokondan sadece bir embriyon yani bir yavru çıkmıştır (Şekil 10) (Saglam et al., 2018).

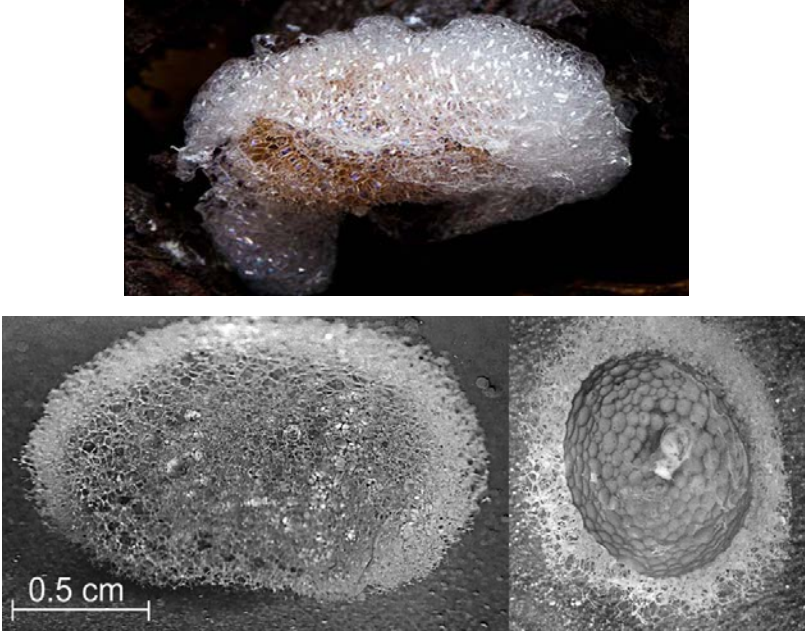


Şekil 10. Yavru *Myzobdella lugubris* türünün görünümü. A) kokondan yavru çıkarken. B) Yavru. C) Yavru-anterior çekmen. D) Yavru – posterior çekmen. as, anterior çekmen; e, gözler; p, proboskis; ps, posterior çekmen (Saglam et al., 2018).

4.3. Süngerimsi Kokon

Hirudo ve *Haemopsis* cinsine dahil olan sülük türleri süngerimsi kokona sahiptirler. Bu türler süngerimsi kokonlarını sudan ayrılarak çoğunlukla nemli toprağa, nadiren de nehir kıyılarındaki taş, bitki ve otların üzerine bırakırlar. Süngerimsi kokonlar yaklaşık olarak 10 mm uzunluğunda, kalın duvarlı ve oval şekillidir (Şekil 11). Kokon duvarının iç tarafı düz ve yumuşak, dışardan ise süngerimsi tabakayla çevrilidir. Kokon duvarının süngerimsi olması fazla su kaybını engeller. *Piscicola*'dan farklı olarak *Hirudo*'ların kokonlarında yumurta sayısı daha fazladır (R.W. Davies & F.R. Govedich, 2001; Elliott & Mann, 1979; Lukin, 1976; R.T. Sawyer, 1986).

Yarı karasal sülük türleri üç tabakalı süngerimsi kokon yapısına sahiptirler. *Hirudo* ve ona akraba olan türler (*Haemopsis*, *Limnatis*, *Hirudinaria* ve *Macrobdella*) salgıladıkları kokonların dış kısmını başlangıçta köpüklekaptlar. Bu köpük kısa bir zaman içinde sudan ve topraktan aldığı mineral maddeyle birleşerek dallanmış süngerimsi dış tabakayı oluşturur. Bu periferik yapı muhtemelen, çeşitli boyutlardaki kokonu çevreleyen orta derecede viskoz, proteinli bir maddenin katılaşması ve dehidrasyonu ile oluşur (Saidel, Sağlam, Salas-de la Cruz, Saunders, & Shain, 2018).



Şekil 11. Köpüklü madde ile kaplanan *Hirudo* kokonu (Saidel et al., 2018).

5. EMBRİYONAL GELİŞİM

Embriyogenezis yumurtanın kokon içerisine bırakıldığı andan itibaren başlar. Kokonlar klitellum tarafından üretilir. Klitellum bazı türlerde belirgin, diğerlerinde ise neredeyse görünmez. Klitellum somit zarı veya sadece ventral kısmından oluşur. Bu da esasen kokon duvarını ve embriyonik sıvı maddelerini salgılayan iki ile dört tip özel glandüler hücreler tarafından karakterize edilir. *Erpobdella octaculata* türünde kokon keratin proteininden oluşur ve kitin içermez (Lang & Shain, 2009; M.E. Siddall, Bely, & Borda, 2006).

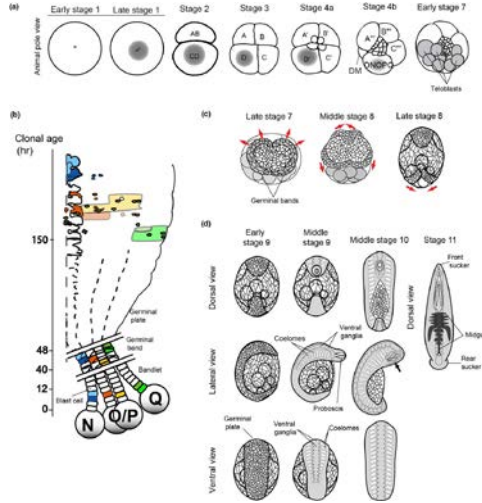
Embriyogenezis tüm sülüklerde aynıdır. Blastomerler, modifiye edilmiş bir spiral içerisinde ve yumurta sarısı içeriğiyle ayırt edilebilir. Organogenezin sonunda, embriyon, yavru sülüğün genel şekil ve yapısını kazanmış oluyor. Larva aşaması

olmadığı için sonraki gelişim düzünüdür. Bazı türlerde embriyon yumurta sarısı yerine albumin sıvısı ile beslenir. Bu embriyonlar cryptolarva adlanır ve Rhynchobdellida'larda meydana gelir (Lang & Shain, 2009; M.E. Siddall et al., 2006)

Sülükler arasında glossifonitlerin embriyonik gelişimi en iyi çalışılmış olanıdır. *Helobdella*, çapraz ya da kendi kendine döllenmeye maruz kalabilen küçük bir suda yaşayan hermafroditik sülük cinsidir. Döllenmiş yumurtalar, annenin ventral yüzeyine tutunmuş ince duvarlı kokonlara bırakılır ve embriyonik gelişimin çoğu burada gerçekleşir. Diğer glossifonit türlerine benzer şekilde, *Helobdella*'nın yumurtaları nispeten büyüktür (yaklaşık 500 µm) ve yumurta sarısı bakımından da zengindir. Erken embriyogenezde en belirgin olay, membranöz organeller ve maternal mRNA ile zenginleştirilmiş teloplazmanın oluşumu ve ayrılmasıdır. İlk iki aşama sırasında, teloplazm, dört hücreli embriyonun en büyüğü olan D blastomere seçici olarak ayrılır (Şekil 12). İlerleyen aşamalarda, teloplazm ilk önce ikiye bölünür, D' makromere — DNOPQ (ektoderm öncüsü) ve DM (mesoderm öncüsü) ve en sonunda beş teloblast çiftine ayrılır. Beş teloblast çifti arasında, dördü (N, iki O / Ps ve Q) blastomer DNOPQ'dan türetilir ve ektodermal elementleri oluşumuna başlangıç verir (4b). N soyu segmental ektodermin ventral kısmını, O ve P soyları lateral kısmını, Q soyu ise dorsal kısmını kaplar. M teloblast çifti, blastomer DM'den ürer ve mezodermi oluşturur.

Teloblast bölümleri sürekli olarak yeni patlama hücreleri eklerken, bandlet (teller) anterior uçtaki en eski patlama hücresi klonu ve posterior uçtaki en genç patlama hücresi ile daha da uzar. Aynı tarafa ait olan teloblastlardan beş bantlet (tel, şerit) embriyonun arka yüzeyinde birleşir ve embriyonun sol ve sağ taraflarında germinal bir bant halinde toplanır. Germinal bant uzadıkça dorsal bir pozisyondan ventral içine doğru hareket eder, sol ve sağ germinal bantlar, germinal plakayı oluşturmak için

potansiyel ventral orta hatta buluşmak üzere göç eder; germinal plakanın oluşumu bir fermuarlama hareketine benzer. Kırmızı oklar, germinal bant göç yönünü gösterir (4c). Bu işlem aynı zamanda sülük embriyosunun gastrulasyonunu da oluşturur. Germinal plaka oluşumu tüm vücut uzunluğu boyunca tamamlandıktan sonra hücre farklılaşması devam eder (4d). Mezodermde, progresyondan arkaya, germinal plakanın tamamen oluşmasından sonra progresif olarak arkaya doğru gelişen kolelomik boşluk oluşur. Ventral sinir kordonunun ganglionları ve hortomun morfogenezi de aynı aşamada gerçekleşir. Bu aşamada bir *Helobdella* embriyosunun morfolojisi, *Helobdella*'da gelişen bir hortomun varlığından başka, bir *Tubifex* embriyosunununkine çok benzer. Sonunda, hortum 10. aşamada (siyah ok) oral odaya geri çekilir. Daha sonra, aşama 11'de, organogenez meydana geldiğinde, septa dejenere ve mezenkimal büyümesi, sölomik boşluğu doldurmaya başlar. Ön ve arka çekmenlerin morfogenezinin tamamlanması *Helobdella*'da embriyonik gelişimin sona erdiğini gösterir (Kuo & Lai, 2018).



Şekil 12. Sülüğün Embriyonal gelişimi (Kuo & Lai, 2018).

6. SONUÇ

Yer yüzünde yaşayan çok sayıda sülük türü vardır. Bunların bir kısmı omurgalılarda, diğer bir kısmı da omurgasız canlılarda paraziter etki göstermektedir. Sülükler sulara bağımlı olmakla beraber, karasal ve yarı karasal formları da bulunmaktadır. Sularda saldırdıkları canlıların başında balıklar gelmektedir. Sülüklerin paraziter etkileri yanında tıbbi önemleri de bulunmaktadır. Eski dönemlerde olduğu gibi, günümüzde de tam kontrollü laboratuvarlarda steril şartlar altında üretilen sülükler modern tıbbda kullanılmaktadır. Modern tıpta sülük (*H. medicinalis*) ya olduğu gibi canlı olarak veya bunlardan elde edilen ilaçlardan yararlanılarak kullanılmaktadır. Sülüklerin üretilmesi çok zor olduğundan ve kültür şartlarında istenilen düzeyde bol miktarda üretilmemeleri nedeniyle doğadan toplanmaları tercih edilmektedir. Doğadan ticari amaçla sülüklerin aşırı toplanmaları ise bunların neslini tehlikeye düşürmüştür. Uluslararası CITES sözleşmesiyle de sülükler neslinin devamı için koruma altına alınmıştır ve bu amaçla sülük ihracatı yapan ülkelere kota uygulaması getirilmiştir. Ancak bazı sülük tüccarları sülük üretimi ve yetiştiriciliği yapıyoruz diyerek doğadan topladıkları sülükleri doğal sülük üreme alanlarına stoklayıp, bu kotayı delmenin yollarını aramaktadırlar. CITES sözleşmesiyle sadece tıbbi sülük, *Hirudo medicinalis* 'in nesli koruma altına alındığından bazı firmalar yurt dışına solucan ihraç ediyoruz diyerek de kotayı delebirlirler. Bu olumsuzlukları önleyebilmek, bu ürünün neslini koruyabilmek ve yurdumuza devamlı bir gelir kaynağı oluşturabilmek için hem sülüğe dayalı ilaç sanayinin ülkemizde kurulmasını sağlamalı, hemde yapılan ihracatlarda ve sülük yetiştiriciliğinde bilimsel anlamda sıkı bir denetim ve kontrol mekanizması oluşturulmalıdır.

Sonuç olarak, tıbbi sülüklerin bulunması açısından şanslı olan yurdumuzun bu kıymetli kaynağının daha iyi değerlendirilmesi ve hirudoterapinin modern tıp uygulamalarında

tedaviye destek olarak daha etkin bir şekilde kullanılması çok önemlidir. Ülkemizde yapılacak daha detaylı araştırmalarla, sülüklerden çeşitli hastalıkların tedavisinde kullanılabilecek yeni aktif biyolojik maddeler elde edilebilmesi ve hirudin gibi bilinen çeşitli maddelerin de yerli üreticiler tarafından üretiminin yapılarak ülkemizde tıp hizmetine sunulması gereklidir.

KAYNAKLAR

- Barnes, R. D. (1974). *Invertebrate Zoology*. Philadelphia-Washington: W.B. Saunders Company.
- Borda, E., & Siddall, M. E. (2011). Insights into the evolutionary history of Indo-Pacific bloodfeeding terrestrial leeches (Hirudinida: Arhynchobdellida: Haemadipidae). *Invertebrate systematics*, 24(5), 456-472.
- Brown, J. F. A. (1967). *Selected Invertebrate Types*. New York. London-Sydney: John Wiley and Sons, Inc.
- Coleman, J., & Shain, D. H. (2009). Clitellate Cocoons and Their Secretion. In D. H. Shain (Ed.), *Annelids in Modern Biology* (pp. 328-346). Hoboken, New Jersey: John Wiley & Sons, Inc.
- Çağlar, M. (1973). *Omurgasız Hayvanlar, Anatomi-Sistemik*. Istanbul: I.Ü. Fen Fak Basımevi.
- Daniels, B. A., & Sawyer, R. T. (1975). Biology of Leech *Myzobdella lugubris* Infesting Blue Crabs and Catfish. *Biological Bulletin*, 148(2), 193-198. doi:10.2307/1540542
- Davies, R. W., & Govedich, F. R. (2001). Annelida: euhirudinea and acanthobdellidae. *Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates*, 2, 465-504.
- Davies, R. W., & Govedich, F. R. (2001). Annelida: Euhirudinea and Acanthobdellidae. In J. H. Thorp & A. P. Covich (Eds.), *Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrate* (Second Edition ed., pp. 465 – 504). San Diego, CA: Academic Press / Elsevier.
- Davies, R. W., & Singhal, R. N. (1988). Cosexuality in the leech, *Nepheleopsis obscura* (Erpobdellidae). *International*

Journal of Invertebrate Reproduction and Development,
13(1), 55-64.

Demirsoy, A. (1982). *Genel Biyoloji/Genel Zooloji (Yaşamın Temel Kuralları), Cilt I/Kısım I. Hacettepe Üniversitesi Yayınları A: 52*. Ankara: METEKSAN matbaası.

Elliott, J. M., & Mann, K. H. (1979). *A Key to the British Freshwater Leeches with Notes on Their Life-cycles and Ecology (Scientific Publications)* State Mutual Book & Periodical Service, Limited.

Govedich, F. R., Bain, B. A., Moser, W. E., Gelder, S. R., Davies, R. W., & Brinkhurst, R. O. (2010). Annelida (Clitellata) Oligochaeta, Branchiobdellida, Hirudinida, and Acanthobdellida. In J. H. Thorp & A. P. Covich (Eds.), *Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrate* (Third Edition ed., pp. 385-436). San Diego, CA: Academic Press / Elsevier.

Govedich, F. R., Bain, B. A., Moser, W. E., Gelder, S. R., Davies, R. W., & Brinkhurst, R. O. (2010). Annelida (clitellata): Oligochaeta, branchiobdellida, hirudinida, and acanthobdellida. In *Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates* (pp. 385-436): Elsevier.

Govedich, F. R., Moser, W. E., & Davies, R. W. (2004). Annelida: clitellata, hirudinea, euhirudinea. *Freshwater Invertebrates of the Malaysian Region. Kuala Lumpur: Academy of Sciences Malaysia*, 175-190.

Govedich, F. R., Moser, W. E., & Davies, R. W. (2004). Annelida: Clitellata, Hirudinea, Euhirudinea. In C. Yule, M. & H. S. Yong (Eds.), *Freshwater Invertebrates of the Malaysian Region* (pp. 175-190): Academy of Sciences.

- Gönenç, B. (2000). Sülüklerin Genel Özellikleri, Patojenite ve Tedavi Şekilleri. *Kafkas Üniv. Veteriner Fak. Dergisi*, 6(1-2), 137-144.
- Hill, S. D., Saglam, N., & Shain, D. H. (2018). Reproduction in the Annelida. In M. K. Skinner (Ed.), *Encyclopedia of Reproduction* (2 ed., Vol. 6, pp. 526-532). United States: Elsevier and Academic Press.
- Jimi, N., Shinji, J., Hookabe, N., Okanishi, M., Woo, S. P., & Nakano, T. (2023). A new species of Branchellion (Hirudinea: Piscicolidae) parasitizing the gills of short-tail stingrays (Batoidea: Dasyatidae) from the West Pacific. *Zoological Science*, 40(4), 308-313.
- Kaygorodova, I. (2012). A revised checklist of the Lake Baikal Hirudinida fauna. *Lauterbornia*, 75, 49-62.
- Kearn, G. C. (2004). *Leeches, Lice and Lampreys A Natural History of Skin and Gill Parasites of Fishes*. Dordrecht, The Netherlands: Published by Springer.
- Kuo, D. H., & Lai, Y. T. (2018). On the origin of leeches by evolution of development. *Development Growth & Differentiation*, (inpress), 1-15. doi:10.1111/dgd.12573
- Kutschera, U. (2016). Sex versus Gender in Sea Urchins and Leeches Two Centuries after Lamarck 1816. *Journal of Marine Science: Research & Development*, 6(5), 1-3. doi:10.4172/2155-9910.1000210
- Lang, S. A., & Shain, D. H. (2009). Stem Cell Genesis and Differentiation in Leech. In D. H. Shain (Ed.), *Annelids in Modern Biology* (pp. 328-346). Hoboken, New Jersey: John Wiley & Sons, Inc.
- Lecaplain, B., & Noël, F. (2015). *Branchiobdellidées et Hirudinées du Nord-Ouest de la France Recherche, récolte et identification*. . Retrieved from France:

- Lukin, E. (1976). Piyavki [Leeches]. In: Fauna SSSR. *Academy of Sciences of the USSR, Vol. 1, Nauka, Moscow*, 1-481.
- Moser, W. E., Govedich, F. R., & Klemm, D. J. (2009). Annelida, Euhirudinea (leeches). In G. E. Likens (Ed.), *Encyclopedia of Inland Waters* (pp. 116-123). UK: Elsevier Ltd, Oxford.
- Nesemann, H., & Neubert, E. (1999). *Annelida: Clitellata: Branchiobdellida, Acanthobdellea, Hirudinea*. Heidelberg, Berlin: Spektrum Akademischer Verlag,.
- Phillips, A. J., Govedich, F. R., & Moser, W. E. (2020). Leeches in the extreme: Morphological, physiological, and behavioral adaptations to inhospitable habitats. *International journal for parasitology: parasites and wildlife*, 12, 318-325.
- Saglam, N. (2017). Basic Principles of Breeding of Medicinal Leech, *Hirudo verbana*. In E. Yusifov (Ed.), *International Scientific Conference (Caucasus ecosystem: Past, Present and Future (80 years of the zoological investigations of the Caucasus)* (pp. 501-506). Bakı/Azerbaijan: AMEA Zoologiya İnstitut.
- Saglam, N., Saunders, R., Lang, S. A., & Shain, D. H. (2018). Phylogeny and cocoon production in the parasitic leech *Myzobdella lugubris* Leidy, 1851 (Hirudinidae, Piscicolidae). *Acta Parasitologica*, 63(1), 15-26. doi:10.1515/ap-2018-0002
- Sağlam, N. (2004). *Tatlı Su ve Deniz Sülükleri Tanı Anahtarı*. Elazığ: Fırat Üniversitesi Basım Evi.
- Sağlam, N. (2011). BAZI TIBBİ SÜLÜK TÜRLERİNİN (*Hirudo Medicinalis* L., 1758 ve *Hirudo Verbana* Carena, 1820) İHRACATI, KORUNMASI VE

SÜRDÜRÜLEBİLİRLİĞİ. *Journal of Fisheries Sciences*. com, 5(1), 1-15.

- Sağlam, N. (2011). Bazı tıbbi sülüklerin (*Hirudo medicinalis* L. 1758 ve *Hirudo verbana* Carena, 1820) ihracatı, korunması ve sürdürülebilirliği. *Journal of Fisheries Sciences*, 5, 1-15.
- Saidel, W. M., Sağlam, N., Salas-de la Cruz, D., Saunders, R., & Shain, D. H. (2018). Elaborate ultrastructure of the *Hirudo* (Annelida: Hirudinae) cocoon surface. *Journal of Morphology*, 279(4), 545-553. doi:10.1002/jmor.20787
- Sarieyyupoglu, M., & Sağlam, N. (1998). Tatlısu sülüğü (*Nephelopsis obscura*)'nın Biyolojisi, Morfolojisi Bazı Kimyasal maddelerle Kontrolü ve Alabalığa {*Oncorhynchus mykiss*} Olan Etkisi. *F.U. Fen ve Müh. Bilimleri Dergisi*, 10(2), 105-123.
- Sawyer, R. T. (1986). *Leech Biology and Behavior*. United Kingdom, Oxford: Clarendon.
- Sawyer, R. T. (1986). *Leech Biology and Behavior* (Vol. I - III). United Kingdom: Clarendon Press, Oxford.
- Siddall, M. E., Bely, A. E., & Borda, E. (2006). Hirudinida. In G. Rouse & F. Pliejel (Eds.), *Reproductive Biology and Phylogeny of Annelida* (pp. 393-429). Enfield, New Hampshire: Science Publishers.
- Siddall, M. E., & Burreson, E. M. (1996). Leeches (Oligochaeta?: Euhirudinea), their phylogeny and the evolution of life history strategies. *Hydrobiologia*, 334, 227 – 285.
- Sket, B., & Trontelj, P. (2008). *Global diversity of leeches (Hirudinea) in freshwater*: Springer.
- Tessler, M., de Carle, D., Voiklis, M. L., Gresham, O. A., Neumann, J. S., Cios, S., & Siddall, M. E. (2018). Worms

that suck: phylogenetic analysis of Hirudinea solidifies the position of Acanthobdellida and necessitates the dissolution of Rhynchobdellida. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 127, 129-134.

Uğural, B., & Serezli, R. (2020). Effects of various environments on number of cocoon and offspring in breeding of southern medicinal leech, *Hirudo verbana* Carena, 1820. *Ege Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 37(3), 207-211.

Ulvik, R. J. (1999). Bloodletting as medical therapy for 2500 years. *Tidsskr Nor Laegeforen*, 119(17), 2487-2489.

PHOTOBACTERIOSIS IN MARINE FISH: BIOLOGY, DIAGNOSIS, AND CONTROL

Çağatay NUHAY¹

Oğuzhan AYAR²

Deha Ali DENİZ³

1. INTRODUCTION

Photobacterium damsela subsp. *piscicida* (Phdp) is a Gram-negative, non-motile coccobacillus responsible for photobacteriosis, an economically significant bacterial disease affecting various marine fish species. The pathogen was first described from diseased white perch and striped bass populations in the United States, and subsequently recognized as a major threat to the aquaculture of Mediterranean species (Thune et al., 1993; Magariños et al., 1992). Photobacteriosis, also referred to as pasteurellosis, is characterized by acute to chronic septicemia accompanied by granulomatous lesions in internal organs, often leading to substantial economic losses in intensive marine fish farms (Romalde, 2002).

The disease primarily affects warm-water marine fish including European sea bass (*Dicentrarchus labrax*), gilthead sea bream (*Sparus aurata*), yellowtail, cobia, and other cultured

¹ Dr., Bornova Veterinary Control Institute, Bacteriology Laboratory, ORCID: 0000-0002-1475-3041.

² Dr., Bornova Veterinary Control Institute, Poultry Diseases Laboratory, ORCID: 0000-0001-6230-9781.

³ Dr., Bornova Veterinary Control Institute, Bacteriology Laboratory, ORCID: 0000-0002-7885-9523.

species (Magariños et al., 1992; Do Vale et al., 2005). Mortality rates are particularly high at elevated temperatures during summer and early autumn, when environmental stressors weaken host immune responses. Clinical signs include lethargy, anorexia, darkening of the skin, exophthalmia, and the formation of granulomas in spleen and kidney tissues; infected fish often exhibit chronic disease progression in cultured populations (Bakopoulos et al., 2003; Magariños et al., 2001).

The pathogenicity of Phdp is associated with various virulence factors such as extracellular products, siderophore-mediated iron uptake systems, and the antiphagocytic capsule, which facilitate invasion and enable persistence within host macrophages (Magariños et al., 1992; Fouz et al., 2006). Its ability to survive intracellularly is considered a major challenge, as it hampers the effectiveness of both innate and adaptive immune mechanisms. The bacterium is typically transmitted through horizontal routes in seawater, and high stocking density, handling stress, and temperature fluctuations increase disease susceptibility (Bakopoulos et al., 2003).

Mediterranean aquaculture countries including Greece, Türkiye, and Spain are major global producers of sea bream and sea bass, both of which are highly susceptible to photobacteriosis (FAO, 2022). Türkiye ranks among the leading producers, particularly along the Aegean and Mediterranean coasts, where sea bass and sea bream farming constitutes a significant portion of the aquaculture industry (TUIK, 2019). In Türkiye, outbreaks caused by Phdp have been reported in sea bass and sea bream farms, resulting in severe economic losses due to reduced growth, increased mortality, and treatment costs (Timur & Timur, 2003; Korun & Timur, G., 2009).

Frequent use of antimicrobial agents has led to variable resistance profiles, complicating treatment strategies.

Vaccination has been attempted; however, variable protective efficacy continues to restrict its effectiveness in commercial settings (Fouz et al., 2006). Increasing water temperature, intensive production systems, and environmental stress remain the dominant contributing factors promoting disease occurrence and transmission. Therefore, photobacteriosis remains a critical challenge in Mediterranean mariculture, necessitating improved disease management strategies, ongoing surveillance, and development of effective vaccines to ensure sustainable aquaculture production.

2. GENERAL INFORMATION ON *PHOTOBACTERIUM DAMSELAE SUBSP. PISCICIDA*

Phdp was first isolated in 1963 from diseased white perch and striped bass in Chesapeake Bay, United States. The organism was initially named *Pasteurella piscicida*; however, subsequent taxonomic studies reclassified it as *Photobacterium damsela subsp. piscicida* (Gauthier et al., 1995; Magariños et al., 1992). Although molecular studies have revealed genetic variation among *Photobacterium* strains, Phdp is widely accepted as the primary etiological agent of photobacteriosis in fish (Austin & Austin, 1993).

Photobacteriosis was initially responsible for severe economic losses in yellowtail aquaculture in Japan and was later recognized as an epidemiologically important disease affecting cultured marine fish species in the United States and Europe (Thune et al., 1993; Toranzo et al., 2005). Outbreaks have since been reported in various marine fish species, particularly European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and gilthead sea bream (*Sparus aurata*). The disease may manifest in acute or chronic

forms and can result in high mortality rates (Bakopoulos et al., 2003; Romalde, 2002).

Phdp is a Gram-negative, non-motile, small coccobacillus that grows optimally at 20–28 °C (Magariños et al., 1992). Although primarily adapted to marine environments, it has been reported to cause disease in susceptible hosts under reduced salinity and stressful environmental conditions. The bacterium can be readily isolated from infected tissues; however, diagnosis may become more challenging in chronic infections due to granuloma formation in internal organs and its ability to persist intracellularly within macrophages (Fouz et al., 2006).

The disease is most commonly observed during summer and early autumn when seawater temperatures are elevated. High stocking density, handling stress, and environmental fluctuations are additional factors that may increase susceptibility to infection (Bakopoulos et al., 2003). Photobacterium infections have caused substantial economic losses in aquaculture operations along Mediterranean and Atlantic coasts, not only due to high mortality but also due to reduced growth performance and increased treatment costs (Romalde, 2002; Do Vale et al., 2005).

The broad geographic distribution of the pathogen, its ability to infect multiple host species, and its propensity to cause both acute and chronic disease make it a pathogen of significant international concern in aquaculture. Photobacteriosis remains one of the major challenges in Mediterranean fish farming, and continued development of effective control strategies and preventive measures is essential for sustainable aquaculture.

3. EPIDEMIOLOGY, TRANSMISSION, AND PATHOGENESIS

The precise onset and early infection dynamics of photobacteriosis in fish are not fully understood; however, it is generally accepted that Phdp initially enters through the gills, skin, or gastrointestinal tract and subsequently disseminates systemically via the bloodstream, ultimately colonizing internal organs such as the spleen and kidney (Magariños et al., 1992; Do Vale et al., 2005). Phdp is capable of surviving and multiplying intracellularly within macrophages, which facilitates chronic infection and contributes to its pathogenicity (Magariños et al., 2001; Fouz et al., 2006).

Although several genotypes have been reported in Phdp populations, their correlation with host specificity and virulence remains unclear. Molecular typing studies suggest genetic diversity among isolates recovered from sea bass, sea bream, and yellowtail; however, further research is needed to determine the clinical significance of these differences (Magariños et al., 2000; Thyssen et al., 2000).

Phdp has a wide geographical distribution and has been reported in the Mediterranean, Atlantic, and Indo-Pacific regions, with outbreaks occurring predominantly during the warmer months when seawater temperatures rise above 18–20 °C (Toranzo et al., 2005; Romalde, 2002). The organism can persist in seawater and sediment and may also be maintained by asymptomatic carrier fish, facilitating its persistence in aquaculture environments (Thune et al., 1993; Magariños et al., 1992).

Larval and juvenile fish are particularly susceptible to photobacteriosis. Rearing conditions, water quality, stocking density, and the presence of the pathogen in the aquatic environment may influence susceptibility to infection. The

presence of Phdp in live feeds or environmental reservoirs may facilitate exposure of young fish. Furthermore, the development of granulomatous lesions in internal organs reflects chronic disease progression and may be associated with persistent mortality and reduced growth performance (Bakopoulos et al., 2003; Do Vale et al., 2005).

Environmental, host, and pathogen-related factors are strongly interdependent in determining disease outcome. Stressors such as high stocking density, handling, sudden salinity changes, poor water quality, and low dissolved oxygen may increase susceptibility to infection (Thune et al., 1993; Toranzo et al., 2005). Temperature also plays an important role in disease development, and outbreaks are generally more frequent at elevated seawater temperatures.

Phdp virulence is associated with several pathogenic mechanisms, including antiphagocytic capsule formation, extracellular products, siderophore-mediated iron acquisition, lipopolysaccharide, and the ability to survive intracellularly within host cells. An important virulence factor is AIP56 (apoptosis-inducing protein of 56 kDa), a secreted toxin that induces apoptosis of macrophages and neutrophils and contributes to impairment of the host immune response and tissue damage (Fouz et al., 2006; Do Vale et al., 2005).

Transmission of photobacteriosis is primarily horizontal and waterborne, with infection occurring through the skin, gills, and gastrointestinal tract. Contaminated water, infected fish, carrier fish, and potentially contaminated live feed may contribute to the transmission and persistence of the pathogen in aquaculture systems (Magariños et al., 1992; Bakopoulos et al., 2003). Carrier fish represent an important reservoir, allowing persistence and recurrence of disease outbreaks in farms.

Outbreaks typically arise during warm months when fish are exposed to multiple stress factors. Poor hygiene, inadequate water quality, crowding, and handling are important risk factors facilitating disease spread. Interactions between Phdp, the host, and other microorganisms present in the aquatic environment may also influence infection dynamics and disease severity.

Overall, the high virulence, environmental persistence, intracellular survival, and efficient horizontal transmission of Phdp make it one of the most significant bacterial pathogens in Mediterranean marine aquaculture.

4. CLINICAL SIGNS AND PATHOLOGY

Photobacteriosis in cultured and wild marine fish is often associated with environmental and physiological stressors, including overcrowding, elevated water temperature, temperature fluctuations, and handling procedures (Magariños et al., 1992; Bakopoulos et al., 2003). Peracute cases, particularly in juvenile fish, may result in sudden high mortality with few obvious external signs. In acute infections, affected fish commonly exhibit lethargy, anorexia, darkening of the body surface, exophthalmia, and petechial hemorrhages. Necropsy findings may include hyperemia, splenomegaly, and congestion of internal organs (Romalde, 2002).

Chronic photobacteriosis is characterized by progressive infection and the development of granulomatous lesions in visceral organs. Affected fish may show pale gills associated with anemia, reduced feeding, weakness, and abnormal swimming behavior. In some cases, necrotic lesions and skin ulceration may also occur. Fibrinous adhesions within the peritoneal cavity may be observed in advanced cases (Do Vale et al., 2005; Fouz et al., 2006).

Gross pathological findings commonly include enlargement of the spleen and kidney, hemorrhagic foci, and characteristic whitish granulomatous nodules in internal organs. Abdominal distention and accumulation of fluid in the body cavity may also occur. Exophthalmia and ocular lesions can be observed in some affected fish. Skin ulceration is generally less prominent than in some other bacterial diseases of marine fish (Magariños et al., 1992; Bakopoulos et al., 2003).

Histopathologically, photobacteriosis is characterized by bacteremia, tissue necrosis, and granulomatous inflammation. Lesions are most commonly observed in the spleen, kidney, and liver. Granulomas consist predominantly of macrophages and other inflammatory cells surrounding bacterial aggregates and necrotic material. Nodular granulomatous lesions in the spleen and kidney are considered characteristic findings of chronic Phdp infection (Do Vale et al., 2005; Fouz et al., 2006).

The severity and appearance of the disease may vary according to fish species, age, environmental conditions, and stage of infection. In European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and gilthead sea bream (*Sparus aurata*), photobacteriosis is commonly associated with septicemia and granulomatous lesions in internal organs. In yellowtail, historically important outbreaks of Phdp infection have also been characterized by septicemia, hemorrhagic lesions, and granuloma formation (Thune et al., 1993; Toranzo et al., 2005).

Overall, the most characteristic pathological findings of photobacteriosis include splenomegaly, anemia, hemorrhagic lesions, and whitish granulomatous nodules in the spleen, kidney, and liver. In chronic cases, granuloma formation is one of the most important diagnostic features of the disease (Magariños et al., 1992; Romalde, 2002).

5. ISOLATION AND PHENOTYPIC CHARACTERIZATION

Phdp is typically isolated from the internal organs of infected fish, particularly the spleen and kidney. Samples are commonly cultured on Tryptic Soy Agar (TSA), Brain Heart Infusion Agar (BHIA), or Marine Agar supplemented with 1–2% NaCl and incubated at approximately 20–25 °C for 48–72 hours (Magariños et al., 1992; Toranzo et al., 2005). Because Phdp grows relatively slowly compared with many other marine bacteria, extended incubation may improve recovery. Colonies are generally small, smooth, round, opaque, and whitish to cream-colored (Austin & Austin, 1993).

Phdp is a Gram-negative, non-motile, small coccobacillus that is adapted to saline environments and grows optimally at approximately 20–28 °C (Magariños et al., 1992). The organism is oxidase positive and catalase positive and produces acid from glucose without gas. It is generally non-hemolytic on blood agar. Its relatively weak biochemical activity may complicate preliminary identification (Romalde, 2002; Do Vale et al., 2005).

Biochemically, Phdp is typically negative for indole production, urease activity, H₂S production, gelatin hydrolysis, and nitrate reduction. It also shows limited growth at high temperatures and generally does not grow at 37 °C. These characteristics, together with its non-motility and lack of hemolysis, are useful for differentiation from *P. damsela* subsp. *damsela*.

Phdp strains are considered relatively homogeneous in their major biochemical and serological characteristics, although some phenotypic and genetic variation among isolates has been reported. Commercial biochemical systems such as API 20E may support presumptive identification; however, atypical reactions can occasionally occur.

Molecular methods are useful for confirmation because phenotypic identification alone may not always clearly differentiate closely related marine bacteria. PCR assays targeting the 16S rRNA gene can be used for identification of *P. damsela*, while additional molecular or phenotypic tests are necessary to differentiate its two subspecies. The *ureC* gene is typically present in *P. damsela* subsp. *damsela* but absent in *Phdp*, making it useful for subspecies differentiation (Gauthier et al., 1995; Osorio et al., 2000).

On TCBS agar, *Phdp* generally exhibits poor or no growth, which provides a useful phenotypic characteristic for differentiation from several other marine Vibrionaceae, including *P. damsela* subsp. *damsela* and many *Vibrio* species. *Phdp* is also non-motile and lacks functional flagellar motility, distinguishing it from many motile marine Gram-negative bacteria (Austin & Austin, 1993).

Phdp is generally susceptible to the vibriostatic agent O/129, although susceptibility patterns may vary among isolates. Because of its relatively slow growth, weak biochemical reactivity, and phenotypic similarity to other members of the Vibrionaceae, definitive identification is best achieved by combining culture, biochemical characteristics, and molecular methods.

6. MOLECULAR IDENTIFICATION AND GENOTYPING

Genomic DNA isolation is an essential step in the molecular identification of bacterial pathogens. DNA extraction generally involves cell lysis, removal of proteins and other cellular components, and purification of DNA using conventional organic extraction methods or commercial DNA extraction kits. Purified DNA can subsequently be used for PCR amplification,

sequencing, and other molecular analyses (Newton & Graham, 1994; Kornberg & Baker, 2005; Temizkan & Arda, 2008).

Polymerase chain reaction (PCR) is widely used for the rapid detection and identification of bacterial fish pathogens. The method involves repeated cycles of DNA denaturation, primer annealing, and DNA extension using a thermostable DNA polymerase. Molecular techniques including conventional PCR, PCR-RFLP, RAPD-PCR, AFLP, ERIC-PCR, and real-time PCR have been used for the detection, identification, and genotyping of Phdp isolates (Newton & Graham, 1994; McPherson & Møller, 2006; Pelt-Verkuil et al., 2008).

Agarose gel electrophoresis is commonly used to separate PCR products according to fragment size. Amplified DNA fragments migrate through an agarose matrix under an electric field and can be visualized using nucleic acid stains under UV or blue-light illumination. Fragment sizes are estimated by comparison with an appropriate DNA molecular weight marker (Temizkan & Arda, 2008).

Amplification and sequencing of the 16S rRNA gene are widely used for bacterial identification and phylogenetic analysis. The presence of conserved and variable regions within the 16S rRNA gene makes it useful for identifying bacterial taxa and comparing sequences with reference databases such as GenBank. However, 16S rRNA sequence analysis alone may not provide sufficient discrimination between very closely related bacterial taxa.

This limitation is particularly important for *Photobacterium damsela* subsp. *piscicida* (Phdp) and *P. damsela* subsp. *damsela* (Phdd), which have highly similar 16S rRNA sequences. Therefore, additional molecular and biochemical characteristics are required for subspecies differentiation. Urease activity and the *ureC* gene provide useful

discriminatory markers. Phdd is generally urease-positive and carries the ureC gene, whereas Phdp is urease-negative and lacks ureC. A multiplex PCR combining 16S rRNA and ureC targets can therefore be used to differentiate the two subspecies (Thyssen et al., 1998; Osorio et al., 2000; Fouz et al., 2006).

Real-time PCR assays have also been developed for rapid and sensitive detection of *P. damsela* and differentiation of its subspecies. Depending on the assay design, specific genomic targets and sequence differences can be used for detection and discrimination. Molecular methods provide important advantages for detecting the pathogen directly in infected tissues, particularly when bacterial numbers are low or conventional culture is difficult.

For epidemiological investigations and strain differentiation, several DNA-based fingerprinting methods have been applied to Phdp. RAPD-PCR, ERIC-PCR, REP-PCR, AFLP, and PCR-RFLP have demonstrated varying discriminatory ability among isolates from different hosts and geographical regions. AFLP and other fingerprinting approaches have been particularly useful for demonstrating genetic differences between Mediterranean and Japanese Phdp isolates.

When greater discriminatory power is required, sequence-based approaches such as multilocus sequence analysis and whole-genome sequencing can provide more detailed information on genetic relationships, epidemiology, and virulence-associated characteristics of Phdp isolates.

7. TREATMENT, ANTIMICROBIAL RESISTANCE, AND VACCINATION

Effective control of photobacteriosis depends primarily on maintaining good water quality, appropriate feeding, suitable

stocking densities, and reducing environmental and handling stress. Poor husbandry conditions can increase susceptibility to infection and contribute to disease outbreaks (Magariños et al., 1992; Romalde, 2002).

Antimicrobial agents have traditionally been used for the treatment of photobacteriosis. Compounds such as oxytetracycline, florfenicol, quinolones, and potentiated sulfonamides have been used against Phdp infections. However, treatment success may be limited in severely affected fish because anorexia reduces the intake of medicated feed and because Phdp can survive intracellularly within host cells (Do Vale et al., 2005; Fouz et al., 2006).

Antimicrobial resistance is an important concern in Phdp. Resistance to tetracyclines, sulfonamides, ampicillin, chloramphenicol, florfenicol, and other antimicrobial agents has been reported in different geographical regions. Several resistance determinants may be carried on transferable genetic elements, contributing to the spread of antimicrobial resistance among bacterial populations. Therefore, antimicrobial treatment should preferably be based on susceptibility testing rather than empirical selection of antibiotics (Fouz et al., 2006; Thyssen & Ollevier, 2001; Kim et al., 2008).

Studies from different countries, including Türkiye, have demonstrated considerable variation in antimicrobial susceptibility profiles among *P. damsela* isolates. This geographical and strain-dependent variation highlights the importance of regular antimicrobial susceptibility testing and prudent antimicrobial use in aquaculture (Korun & Timur, G., 2009).

In addition to antimicrobial treatment, disease control should include improved husbandry, reduction of stocking stress, removal of diseased or dead fish, appropriate disinfection of

equipment and facilities, and maintenance of good water quality. These measures help reduce environmental bacterial loads and limit transmission within aquaculture facilities.

Vaccination is one of the most important preventive strategies against photobacteriosis. Various inactivated bacterins, attenuated vaccines, and recombinant or subunit vaccine candidates have been investigated. Commercial and experimental vaccines have provided variable levels of protection depending on fish species, vaccine formulation, administration route, and environmental conditions (Magariños et al., 1992; Toranzo et al., 2005).

Vaccines can be administered by immersion, injection, or oral routes. Immersion vaccination is practical for large numbers of small fish and causes relatively little handling stress, whereas injection vaccination generally provides stronger and longer-lasting protection but requires more labor and handling. Oral vaccination is convenient but may provide more variable protection.

Despite considerable progress, complete and long-lasting protection against *Phdp* remains difficult to achieve under all farming conditions. Therefore, vaccination should be combined with good husbandry practices, biosecurity measures, disease surveillance, and responsible antimicrobial use as part of an integrated photobacteriosis control program.

8. CONCLUSION

Photobacteriosis caused by *Photobacterium damsela* subsp. *piscicida* remains an important bacterial disease of marine fish, particularly in intensive aquaculture systems. The disease can cause acute or chronic infections, high mortality, reduced growth performance, and considerable economic losses.

Environmental stress, high stocking density, elevated water temperature, and poor husbandry conditions may increase the risk and severity of outbreaks.

Although antimicrobial agents can be used for treatment, the emergence of antimicrobial resistance and reduced feed intake in diseased fish may limit treatment success. Therefore, antimicrobial therapy should be based on susceptibility testing whenever possible, and unnecessary or inappropriate antimicrobial use should be avoided.

Effective control of photobacteriosis requires an integrated approach combining early diagnosis, good water quality, appropriate stocking densities, biosecurity, regular health monitoring, vaccination, and responsible antimicrobial use. Continued research on improved vaccines, rapid diagnostic methods, antimicrobial resistance, and disease prevention strategies will contribute to more effective control of photobacteriosis and the sustainability of marine aquaculture.

REFERENCES

- Austin, B., & Austin, D. A. (1993). *Bacterial fish pathogens: Disease in farmed and wild fish* (2nd ed.). Chichester, England: Ellis Horwood.
- Bakopoulos, V., Volpatti, D., Gusmani, L., Galeotti, M., Adams, A., & Dimitriadis, G. J. (2003). Vaccination trials of sea bass, *Dicentrarchus labrax* (L.), against *Photobacterium damsela* subsp. *piscicida*, using novel vaccine mixtures. *Journal of Fish Diseases*, 26(2), 77–90. doi:10.1046/j.1365-2761.2003.00438.x
- do Vale, A., Silva, M. T., dos Santos, N. M. S., Nascimento, D. S., Reis-Rodrigues, P., Costa-Ramos, C., Ellis, A. E., & Azevedo, J. E. (2005). AIP56, a novel plasmid-encoded virulence factor of *Photobacterium damsela* subsp. *piscicida* with apoptogenic activity against sea bass macrophages and neutrophils. *Molecular Microbiology*, 58(4), 1025–1038. doi:10.1111/j.1365-2958.2005.04893.x
- Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2022). *The state of world fisheries and aquaculture 2022: Towards blue transformation*. Rome, Italy: Author.
- Fouz, B., Toranzo, A. E., Milán, M., & Amaro, C. (2006). Evidence that *Photobacterium damsela* subsp. *piscicida* is able to replicate and survive within macrophages. *Fish & Shellfish Immunology*, 21(4), 453–462. doi:10.1016/j.fsi.2006.02.003.
- Gauthier, G., Lafay, B., Ruimy, R., Breittmayer, V., Nicolas, J. L., Gauthier, M., & Christen, R. (1995). Small-subunit rRNA sequences and whole DNA relatedness concur for the reassignment of *Pasteurella piscicida* (Snieszko et al.) Janssen and Surgalla to the genus *Photobacterium* as

Photobacterium damsela subsp. *piscicida* comb. nov.
International Journal of Systematic Bacteriology, 45(1),
139–144. doi:10.1099/00207713-45-1-139.

Kim, M.-J., Hirono, I., Kurokawa, K., Maki, T., Hawke, J., Kondo, H., Santos, M. D., & Aoki, T. (2008). Complete DNA sequence and analysis of the transferable multiple-drug resistance plasmids (R plasmids) from *Photobacterium damsela* subsp. *piscicida* isolates collected in Japan and the United States. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy*, 52(2), 606–611. doi:10.1128/AAC.01216-07.

Kornberg, A., & Baker, T. A. (2005). *DNA replication* (2nd ed.). Sausalito, CA: University Science Books.

Korun, J., & Timur, G. (2005). The first pasteurellosis case in cultured sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.) at low marine water temperatures in Turkey. *The Israeli Journal of Aquaculture–Bamidgeh*, 57(3), 197–206. doi:10.46989/001c.20408.

Magariños, B., Romalde, J. L., Bandín, I., Fouz, B., & Toranzo, A. E. (1992). Phenotypic, antigenic, and molecular characterization of *Pasteurella piscicida* strains isolated from fish. *Applied and Environmental Microbiology*, 58(10), 3316–3322. doi:10.1128/AEM.58.10.3316-3322.1992.

Magariños, B., Toranzo, A. E., Barja, J. L., & Romalde, J. L. (2000). Existence of two geographically-linked clonal lineages in the bacterial fish pathogen *Photobacterium damsela* subsp. *piscicida* evidenced by random amplified polymorphic DNA analysis. *Epidemiology and Infection*, 125(1), 213–219. doi:10.1017/S0950268899004252.

- Magariños, B., Couso, N., Noya, M., Merino, P., Toranzo, A. E., & Lamas, J. (2001). Effect of temperature on the development of pasteurellosis in carrier gilthead seabream (*Sparus aurata*). *Aquaculture*, 195(1–2), 17–21. doi:10.1016/S0044-8486(00)00547-0.
- McPherson, M. J., & Möller, S. G. (2006). *PCR* (2nd ed.). New York, NY: Taylor & Francis.
- Newton, C. R., & Graham, A. (1994). *PCR*. Oxford, England: BIOS Scientific Publishers.
- Osorio, C. R., Toranzo, A. E., Romalde, J. L., & Barja, J. L. (2000). Multiplex PCR assay for *ureC* and 16S rRNA genes clearly discriminates between both subspecies of *Photobacterium damsela*. *Diseases of Aquatic Organisms*, 40(3), 177–183. doi:10.3354/dao040177.
- Pelt-Verkuil, E., van Belkum, A., & Hays, J. P. (2008). *Principles and technical aspects of PCR amplification*. Dordrecht, The Netherlands: Springer. doi:10.1007/978-1-4020-6241-4.
- Romalde, J. L. (2002). *Photobacterium damsela* subsp. *piscicida*: An integrated view of a bacterial fish pathogen. *International Microbiology*, 5(1), 3–9. doi:10.1007/s10123-002-0051-6.
- Temizkan, G., & Arda, N. (Eds.). (2008). *Moleküler biyolojide kullanılan yöntemler* (3. baskı). İstanbul, Türkiye: Nobel Tıp Kitabevleri.
- Thune, R. L., Stanley, L. A., & Cooper, R. K. (1993). Pathogenesis of gram-negative bacterial infections in warmwater fish. *Annual Review of Fish Diseases*, 3, 37–68. doi:10.1016/0959-8030(93)90028-A.
- Thyssen, A., Grisez, L., van Houdt, R., & Ollevier, F. (1998). Phenotypic characterization of the marine pathogen

Photobacterium damsela subsp. *piscicida*. *International Journal of Systematic Bacteriology*, 48(4), 1145–1151. doi:10.1099/00207713-48-4-1145.

Thyssen, A., Van Eygen, S., Hauben, L., Goris, J., Swings, J., & Ollevier, F. (2000). Application of AFLP for taxonomic and epidemiological studies of *Photobacterium damsela* subsp. *piscicida*. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 50(3), 1013–1019. doi:10.1099/00207713-50-3-1013.

Thyssen, A., & Ollevier, F. (2001). In vitro antimicrobial susceptibility of *Photobacterium damsela* subsp. *piscicida* to 15 different antimicrobial agents. *Aquaculture*, 200(3–4), 259–269. doi:10.1016/S0044-8486(01)00517-8.

Timur, G., & Timur, M. (2003). *Balık hastalıkları*. İstanbul, Türkiye: İstanbul Üniversitesi Su Ürünleri Fakültesi.

Toranzo, A. E., Magariños, B., & Romalde, J. L. (2005). A review of the main bacterial fish diseases in mariculture systems. *Aquaculture*, 246(1–4), 37–61. doi:10.1016/j.aquaculture.2005.01.002.

Türkiye İstatistik Kurumu. (2019). *Su ürünleri istatistikleri*. Ankara, Türkiye: Türkiye İstatistik Kurumu.

**SU ÜRÜNLERİ ALANINDA
GÜNCEL KONULAR VE
AKADEMİK DEĞERLENDİRMELER**

yaz
yayınları

YAZ Yayınları
M.İhtisas OSB Mah. 4A Cad. No:3/3
İscehisar / AFYONKARAHİSAR
Tel : (0 531) 880 92 99
yazyayinlari@gmail.com • www.yazyayinlari.com