

**Állatorvostudományi Egyetem,
Parazitológiai és Állattani Tanszék**



**Budapesti sünök rühössége
Mange mites of hedgehogs from Budapest**

Készítette:

Tacsi Aliz

Témavezetők:

Dr. Sós Endre, Ph.D., Dipl. ECZM (Zoo Health Management)
Fővárosi Állat- és Növénykert, főállatorvos
Európai Állatkerti és Vadállatorvosok Szövetsége
(EAZWV – European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians),
természetvédelmi és állategészségügyi igazgató

Dr. Szekeres Sándor, Ph.D., okleveles biológus
Állatorvostudományi Egyetem, Parazitológiai és Állattani Tanszék,
egyetemi adjunktus

Budapest, 2022

„A sündisznóknak is, amelyek az egész világ ellen tüskéiket szögezik, van egy-egy sima oldala, amelyet egymás számára tartogatnak.”

Nagy Endre (részlet)

Absztrakt

A keleti sün (*Erinaceus roumanicus*) Magyarországon elterjedt vadon élő, védett kisemlős, amely számos külső parazitát és belső élősködőt hordozhat. Kutatásunkhoz a sünon leggyakrabban elváltozást okozó *Caparinia tripilis*-t kerestük, amely együtt mutatkozhat a *Trichophyton erinacei* gombás fertőzéssel. A kutatás során vizsgált egyedeket a Fővárosi Állat- és Növénykert vadállat mentőhelyére beérkezett mentett állatok biztosították. A rühatkák a bőrön korpás, viszkető elváltozást okoznak, így a megbízható mintákhoz mély bőrkaparékra volt szükségünk a fejről és a végtagokról. A mintavételi időszak alatt 24 egyedből sikerült mintát vennünk, melyből 10 sün bizonyult *C. tripilis*-szel fertőzöttnek. A kiválogatott mintákból egyesével DNS kivonást végeztünk. Ezt követően PCR-vizsgálatot folytattunk, melynek termékéből szekvenálás történt. A gél-elektroforézis során a 10 vizsgált mintából 3 volt pozitív és ezekből csupán egynél kaptunk szép *Caparinia* szekvenciát, a másik két egyednél pedig alacsony százalékos egyezést tapasztaltunk a kevés örökítő anyag miatt. A kapott szekvenciát összevetettük a GenBank adatbázisával és 98,83%-ban kaptunk egyezést egy 2015-ben, Oroszországban megfogott nyugati sünről vett *C. tripilis* szekvenciájával. Annak érdekében, hogy a Magyarországon jelen lévő *C. tripilis* és a GenBank-ban lévő szekvenciákat össze tudjuk hasonlítani a jövőben, további mintavételezésre és filogenetikai vizsgálatokra lesz szükség.

Abstract

The eastern white-breasted hedgehog (*Erinaceus roumanicus*) is a protected wild mammal in Hungary, which can carry a wide range of external and internal parasites. The aim of this study was to investigate the *Caparinia tripilis* mange mites, causing the most common skin lesion on hedgehogs, which may co-exist with a dermal fungal infection caused by *Trichophyton erinacei*. The hedgehogs examined in this study were rescued animals provided by that arrived at the wildlife rescue centre of the Budapest Zoo. The mites cause scaly, itchy lesions on the skin surface, thus deep skin scrapings of the head and limbs were needed for reliable samples. During the sampling period, 24 hedgehogs were sampled and only 10 hedgehogs of these were found to be infected with *C. tripilis*. DNA extraction was performed individually from the selected samples. Subsequently, PCR and sequencing was performed. In gel-electrophoresis, 3 of the 10 samples were positive and only one of these had a usable *Caparinia* sequence, while the other two had a slight match due to the low amount of DNA. The obtained sequence was compared with the GenBank database and we obtained a 98,83% match with the sequence of a *C. tripilis* from an *E. europeus* captured in Russia in 2015. In order to be able to compare the sequence of *C. tripilis* present in Hungary with those in GenBank in the future, further sampling and phylogenetic studies will be needed.

Tartalomjegyzék

1. Bevezetés és célkitűzés	7
2. Irodalmi áttekintés.....	8
2.1. Keleti sün – <i>Erinaceus roumanicus</i> (Barrett-Hamilton, 1900).....	8
2.2. Sünök parazitái	10
2.2.1. A kullancsok, az ektoparazita csáprágósok legfontosabb képviselői.....	12
2.2.2. <i>Caparinia tripilis</i>	13
2.2.3. <i>Sarcoptes scabiei</i>	15
2.2.4. Demodicosis	15
2.3. Sünök parazitáinak kezelése	16
2.4. Dermatophytosis	17
3. Anyag és módszertan	17
3.1. Vizsgálati állatok	17
3.1.1. Mély bőrkaparék vétele	18
3.2. Minták feldolgozása.....	19
3.3. Molekuláris laboratóriumi vizsgálatok	20
3.3.1. DNS-kivonás	20
3.3.2. PCR-vizsgálat	21
3.3.3. Gél-elektroforézis és szekvenálás.....	22
3.3.4. Filogenetikai analízis.....	22
4. Eredmények.....	23
5. Megbeszélés & következtetés	24
6. Összefoglalás.....	27
7. Irodalomjegyzék.....	28
8. Köszönetnyilvánítás	32

1. Bevezetés és célkitűzés

A keleti sün (*Erinaceus roumanicus*) Magyarországon védett és őshonos kisemlős, a vadregényes területek és a városi parkok igen közkedvelt lakója, de találkozhatunk vele a kertünkben is. A bájosan szaglászó lény azonban szemmel látható vagy külsőleg nem felfedezhető parazitákat, akár emberre veszélyes zoonotikus kórokozókat is hordozhat. A leggyakoribb külső élősködők a kullancsok és a bolhák, de számos esetben találkozhatunk a kültakaró korpás elváltozásával, amit rühatkák okoznak. Külső vizsgálattal nem látható, a helmintek közé tartozó fonálférges, mótelyek és galandférgek fertőzik a sünök emésztőrendszerét.

Fontos volt számunkra az, hogy a keleti sünöket széles körben fertőző élősködőket felderítsük, ezek által okozott elváltozásokat megismerjük.

Az említett ekto-, és endoparaziták közül számunkra a kifejezetten sünökön élősködő *Caparinia tripilis* kiemelkedő fontosságú. A legtöbb egyedet érinti és akár súlyos következményei is lehetnek az említett rühatkával való fertőzöttségnek, arról nem beszélve, hogy a gyakran *Caparinia*-val együtt megjelenő *Trichophyton erinacei* emberre is átterjedő, zoonotikus betegség.

Kutatásunkhoz a Fővárosi Állat- és Növénykert vadállat mentőhelye biztosította az alanyokat. Budapestről és környékéről behozott, legyengült és sérült sünökből nyertünk minimális fájdalmat okozó beavatkozással mintát azokból az egyedekből, melyek a bőrön elváltozást mutattak.

Célkitűzések

- Bőrkaparékban található atkák mikroszkópos elkülönítése
- A keleti sün rühatkájának, *Caparinia tripilis*-nek a molekuláris vizsgálata

2. Irodalmi áttekintés

2.1. Keleti sün – *Erinaceus roumanicus* (Barrett-Hamilton, 1900)

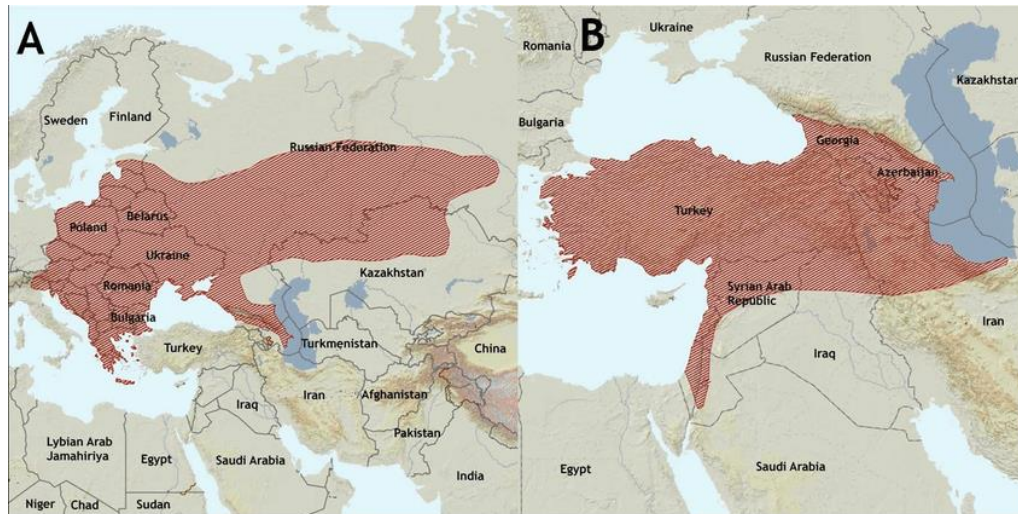
A sünök közül hazánkban elterjedt faj a keleti sün (*Erinaceus roumanicus*), mely mindenki számára ismert lehet, hiszen mind a nagyvárosi, mind a kisvárosi zöld övezetek kiemelt lakója. A tüskék mögötti bájos lény nem szabad, hogy megtévesszen minket. A keleti sün számos olyan parazitát és kórokozót hordozhat, mely emberre is veszélyes lehet [1]. Emiatt fontos, hogy alaposan megismerjük a sünök életmódját, táplálkozását és környezetével való kapcsolatát, hiszen ezek tudatában és a parazitológiai ismereteink felfrissítésével egyszerűen kideríthetjük, mi rejtőzik a tüskék között és a bőr alatt.



1. ábra - Rühösséget mutató keleti sünök
(Fotó: Tacsai Aliz)

Rendszertani besorolását tekintve az emlősök (Mammalia) osztályába, sünalakúak (Erinaceomorpha) rendjébe és a sünfélék (Erinaceidae) családjába, azon belül a tüskés sünök (Erinaceinae) alcsaládjába tartozik. Magyarország teljes területén, leginkább az északkeleti régióban elterjedt. A keleti sün mellett az Európában még számon tartott sünök közé soroljuk az *Erinaceus europaeus*-t (európai vagy nyugati sün, amely akár Új-Zélandon is megtalálható [2–4]) és az *Erinaceus concolor*-t (kisázsiai sün). Kezdetben az utóbbi két faj alfajának tartották az *E. roumanicus*-t [5], 2005-től viszont önálló fajként ismeretes. A keleti

és a nyugati sün megkülönböztetése egyszerű. Az előbb említett faj mellkasának közepe fehéres színű, míg az utóbbié sötétbarna [6].



2. ábra – A keleti sün 2 alfajának természetes elterjedése (A-*Erinaceus roumanicus*; B-*Erinaceus concolor*) [7]

Környezetéhez nagyon jól alkalmazkodik. Szereti a fás, bokros területeket, de emberek által gyakran látogatott parkokban és a hátsó kertekben is találkozhatunk vele.

Testtömege 400-1900 g között mozog, testhossza elérheti a 30-35 cm-t is, míg farkának hossza 3-4 cm [8]. Éjszakai vadász. Legtöbbször csigát, rovarokat és gilisztát eszik, de táplálékai közé tartoznak a békák, madarak, gyíkok és alkalmanként kisebb emlősök utódai is, ezen felül emberek által kirakott ételt is elfogad [4]. Szájában éles fogak rejtőznek, gumós zápfogakkal is rendelkeznek. Éjjeli állatként inkább hallására és szaglására hagyatkozik, látása nem kiemelkedő. Testének nagy részét szúrós tüskék fedik, melyek védelmet biztosítanak ellenségei ellen. Erdős részeken a róka, a vaddisznó és az uhu jelenti számára a legnagyobb veszélyt [8], míg a lakott területeken emberi figyelmetlenség (avarégetés, gázolás) és kutyatámadások miatt csökken a számuk. Téli álmot alszik. Ha a hőmérséklet 10°C alá csökken huzamosabb ideig, a sün megfelelő helyet keres (fáskamra, avar, pajta, mesterséges sünmenedék) ahol a hideg időszakot átvészeli. A problémát az jelenti, ha ezt a nyugalmi periódusát megzavarja valami külső tényező (téli felmelegedés, emberi zavarás, kutya). Ilyenkor a sün felébred, viszont a tél közepén nehezen talál magának táplálékot, tartalékait feléli, legyengül. El is pusztulhat.

Párzasi időszakuk áprilistól augusztusig tart a téli pihenőidőszak után. A nőstények évente kétszer fialhatnak, almonként 2-7 utódot hoznak világra. Vemhességük 5-6 hétig tart. A kicsik lágy tüskékkel jönnek világra, melyek kb. 6 hét után kezdenek megkeményedni [4].

A keleti sün 1901 óta a védett állatok közé sorolható hazánkban. 2014-ben megkapta Az év emlőse kitüntető címet. 2016 óta szerepel az IUCN vörös listájában Least concern vagyis legkevésbé érintett fajok kategóriában [9].



3. ábra – Hazánkban az év emlőse 2014-ben a keleti sün [10]

2.2. Sünök parazitái

A sün, annak köszönhetően, hogy a talajszinten az avarban mozog, a sűrű tüskék közé könnyen beágyazódnak a különféle külső paraziták és a táplálkozásuk során maguk is élősködőket hordozó élőlényeket (olyan köztigazdákat, mint csigák, férgek és ízeltlábúak) fogyasztanak el. Emiatt számos endoparazita féreg és ektoparazita ízeltlábú gazdája lehet [1].

Az endoparazita féregfajok egész skálája megtalálható a sünök szervezetében. Ide tartoznak a mételyek (Trematoda), galandférgesek (Cestoda) és a buzogányfejű férgek, azaz az Acanthocephala-k. A Nematoda-k, magyarul fonálférgesek *Capillaria* nemébe tartozó féregfajok a legelterjedtebbek [11–18].

A csápágósok közé soroljuk a kullancsokat, rühatkákat, szórtüszőatkákat és az óvantagokat. Kullancsok közül előfordul a közönséges kullancs (*Ixodes ricinus*) és a sün

kullancs (*Ixodes hexagonus*) [19] melyek nem gazdaspecifikusak (más fajokon is táplálkozhatnak), továbbá számos más nembe tartozó kullancsfajokat felfedeztek már sünök kültakaróján, mint például *Haemaphysalis*, *Rhipicephalus*, *Hyalomma* és *Dermacentor* [20]. A vérszívóatkák közül a nem gazdaspecifikus *Haemolaelaps megaventralis* és a *Hirstionyssus arcuatus* emelhető ki, amiket már sünökön is azonosítottak rágcsálók és más kisemlősök mellett.

Számunkra a Psoroptidae rühatka családba tartozó *Caparinia tripilis*, mint a sünök saját rühatkája a legérdekesebb, amelyhez gyakran társulhat gombás fertőzés is, mely súlyosbíthatja is az említett ektoparazita által okozott tüneteket [21, 22]. Ez a sünök bőrének kiszáradásában, korpázásában és viszketésében, esetleg a szőr és a tüskék kihullásában nyilvánul meg [23].

Ezekon kívül a sünökön a macskák fej rühösségét okozó *Notoedres cati*, illetve leginkább rágcsálókat érintő *Notoedres muris* található meg. A *Sarcoptes scabiei* okozta zoonotikus rühösség is széles körben fertőzi a tüskés kisemlősöket [24]. Kutatások kimutatták, hogy óvantagok közül a *Theriodoros* két faja szívhat vért sünökön.

A *C. tripilis* és a *S. scabiei* mellett még egy Izraelben végzett kutatás során egy a Laelapidea családba tartozó atkát is felfedeztek sünökön, mely gyakori parazita Sigmodontid (betűfogúformák) rágcsálók körében a Neotrópusokon [24, 25].

A *Demodex erinacei* szőrtüszőatka található meg a sünön, ami a Demodicidae családba tartozik [26]. Ez az atka mélyebben a bőrben, a szőrszálak és tüskék tüszőiben él, melynek következtében ezek kihullhatnak. Súlyos esetben kopaszodás is kialakulhat a fertőzött egyedeknél [27]. A *Demodex*-en, mint legismertebb szőrtüszőatkán kívül előfordul egy kifejezetten afrikai fehérhasú törpesünökön élősködő atkafaj, a *Rodentopus sciuris*. Ez kifejezett elváltozásokat nem okozott a fertőzött egyedeken [1, 28].

Az atkákon kívül a sünbolha, *Archeopsylla erinacei* a leggyakrabban előforduló ízeltlábú [29]. Sünökön kívül macskákon, kutyákon [30] és embereken is élősködhet [31]. A bolhák gyakran fertőzöttek *Mycoplasma* és *Bartonella* fajokkal, ami a kisállatainkban és a sünökben komoly betegséget tudnak kialakítani a bolhafertőzést követően [1]. Az *Archeopsylla*-n kívül még azonosítottak leginkább kutyán és macskán előforduló *Ctenocephalides*-fajokat is sünökön [32].

A meleg évszakokban a legtöbb állatfajt fenyegeti a *Lucilia*- és *Calliophora*-légyfajok lárvái okozta myiasis, amibe a sünök is beletartozhatnak [23].

Kevés az az egyed, melyen ne találnánk valamilyen külső élősködőt, legyen az bolha, kullancs vagy éppen rühatka. Az egyetlen ektoparazita csoport, amely nem található meg a keleti sünon az a tetű [1].

2.2.1. A kullancsok, az ektoparazita csápárgósok legfontosabb képviselői

Ezen ektoparaziták a Parasitiformes öregrenden belül az Ixodida rendbe és Ixodidae családba tartoznak. A kullancsok pókszabásúak, ezért fejlődésmenetükre a részleges átalakulás (hemimetamorphosis) jellemző. A fejlődési stádiumok egymást követően pete, lárva, nympa és az adult. Testük két részből tevődik össze, a kisebb fejből és a nagyobb idiosomából. Kívülről lágy kutikula és kemény pajzs fedi a parazitát. Utóbbiból az ivar egyértelműen meghatározható, mivel a nőstények testét csak részben borítja a pajzs, a hímekét viszont teljes egészében befedi [33]. A kizárólag vérrel táplálkozó kullancsfajok legtöbbje háromgazda, tehát a különböző fejlődési stádiumban lévő egyedeknek három eltérő gazdaállaton szükséges vért szívniuk, melyek jelenthetnek emlősöket, madarakat és hüllőket is. A nőstény egyedek vérszívás során akár testtömegük százszorosát képesek felvenni [33].

Az Európában leggyakrabban sünökön előforduló két kullancsfaj az *I. ricinus* és az *I. hexagonus*. Előbbi inkább bokros területeken, aljnövényzettel rendelkező erdős részeken található meg, tehát exofil stratégiát folytat. Utóbbi kullancsfaj fejlődése során a gazdaállaton vagy annak fészékében tartózkodik, szóval endofil életmódú parazitáról beszélhetünk [33].

Egyes kutatások szerint előfordulhat, hogy akár 600-800 kullancs is egyszerre szív vért egyetlen egyedből, ami már akkor is megterhelő a szervezetnek, ha fertőző kórokozót nem is tartalmazott a kullancs, amit átadhat a sünek, mivel erőteljes vérszegénység alakulhat ki [34].

2.2.2. *Caparinia tripilis*

A *Caparinia tripilis* az atkák Astigmata rendjébe és a Psoroptidae családjába tartozik [35]. Ez a sünök bőrbetegségének egyik leggyakoribb okozója, melyek közül a *C. tripilis* és a *C. erinacei* fordul elő leggyakrabban, előbbi azonban magasabb patogenitást mutat [36]. Az érintett egyedek bőre, főleg az orrhát, áll, fül és a végtagok fehér, pikkelyes korpázást mutatnak és a bőr az érintett területeken megvastagszik (3. ábra) [37]. A fertőzött sünöket gyakran kínozza viszkető érzés, melyet a hátsó lábukkal való vakarózással próbálnak enyhíteni. Erős irritációnál előfordulhat, hogy nem az elsődleges bántalom, hanem másodlagos fertőzés miatt az egyed elhullik. Előrehaladott esetben a bőr felszínén vastag, száraz kéreg képződik, amely felgyűrődhet és fel is repedezhet. Gyakori, hogy a sünök kezelés ellenére sem tudják ezt a vastag felrakódást „levedleni”, ezért több hét után az elválkozás alatt felpuhulhat a bőr és érzékeny lehet, akár el is fertőződhet. Legrosszabb esetben vérzés is felléphet, akár a tüskéit is elveszítheti az állat ezáltal védtelen lesz. Így nem lesz képes sokáig túlélni a természetben [38].



4. ábra – *Caparinia tripilis* okozta elváltozások keleti sünön
(Fotó: Tacsai Aliz)

A kifejlett nőstény vagy ovigera a deutonimfa nőstényre hasonlít, de emellett megfigyelhető a nemi szerv nyílása a ventrális régióban. A test hátsó szélén, a végbélnyílástól laterálisan található a kopulációs bursa, amelyben a megtermékenyítés

történik, és két pár hosszú szár. A hát humerális régióján két hosszú, kisméretű, ovális alakú pajzsba rögzített szőr található. A felnőtt hímnek a harmadik pár lába nagyon hosszú, csak ennek a végén van szőrzet, a negyedik pedig nagyon rövid. A nőstényeknél mind a harmadik és negyedik pár lábon található szőrzet. Az összes lábpáron és két hátsó lebenyen ambulacrum található. Mindegyik lebeny háromkaréjos, 3 hosszú szárral van ellátva. Ezen kívül a hímnek van egy pár kopulációs csészéje, amellyel a megtermékenyülés során a nőstény egyedhez csatlakozik, és van egy szklerotizált, jellegzetes, felül lévő hátsó pajzsa. A hímek párokat alkotnak a deutonimfákkal és a vedlésig egymáshoz kapcsolódnak [39].

A *C. tripilis* életciklusában tojás, lárva, protonimfa és deutonimfa, majd felnőtt hím vagy nőstény stádiumokat különböztetünk meg. A felnőtt egyedeken kívül a többi stádiumban nem látunk szexuális dimorfizmust. A teljes ciklus lefolyása megközelítőleg 3 hét [36].



5. ábra – *Caparinia tripilis* hím és nőstény egyedének párzása, mikroszkópos felvétel
(Fotó: Tacsai Aliz)

2.2.3. *Sarcoptes scabiei*

Ez a rühatka a csáprágósok altörzsébe, Arachnida osztályába és a Sarcoptidae családjába tartozik. A ló, szarvasmarha és juh *Sarcoptes* rühössége bejelentési kötelezettség alá tartozik. Kialakulásához mindenképp immunszuppresszió kell, emiatt indikátor bántalomról beszélhetünk [40].

Manapság ez a rüh számos emlős és az ember globálisan elterjedt zoonotikus bőrbetegsége, amely jelentős morbiditást és mortalitást okoz. Korai fertőzésnél a diagnózis nehéz, mivel csak kevés atka okozza a fertőzést és tünetek még nem, vagy csak alig jelentkeznek. Ezen kívül számos egyéb olyan bőrbetegség van, ami hasonló elváltozást okoz, mint a *Sarcoptes* fertőzés, például atópiás dermatitis, ekcéma vagy rovarcsípés. Általános, de jellemző klinikai tünet a bőr viszketése, az alopecia, tehát a szőr hullása és a dermatitis. Ezek a tünetek jellemzően a rövid szőrökkel borított területeken jelentkeznek.

A *Sarcoptes scabiei* ovális teknősszerű testtel rendelkezik (idiosoma), amely dorzálisan domború és ventrálisan lapított. A hímek és a nőtények is rövid, zömök lábakkal rendelkeznek. A lábak minden terminális szegmense karmokban végződik. A nőtények nagyobbak, mint a hímek.

Fejlődésmenete hemimetamorphosis (részleges átalakulás), a pete (50-53 óra), lárva (3-4 nap), protonympha (2-3 nap) és tritonympha (2-3 nap) fejlődési stádiumokon megy keresztül, majd kialakul a felnőtt atka [40].

2.2.4. Demodicosis

A *Sarcoptes*-hez hasonlóan a *Demodex* atka is a csáprágósok altörzsébe, Arachnida osztályába tartozik, ezen belül pedig a Demodicidae családba. Pókszabású lévén hemimetamorphosissal fejlődnek. Az adultok teste megnyúlt. A feji részen törsszerű csáprágó található, ezek tövében vannak a légzőnyílások. A podosomán található a 4 pár rövid végtag. Váltivarúak.

Zoonotikus bántalomról beszélhetünk, viszont a normál bőrflóra részeként tekinthető. Emberekben számos betegség az atka jelenlétével hozható összefüggésbe. Ilyen a rosacea, a krónikus gyulladós elváltozás, periorális dermatitis, szemhéjgyulladás és akár az otitis externa is. Immunszuppresszív hatása bizonyított. Ami a lokalizációt illeti, a szőrtüszőkben

(a nőstények ide rakják a petéket), a szemhéj Meibom-mirigyeiben, a verejték- és faggyúmirigyekben helyeződnek el.

Tüneteket tekintve a fejen és törzsön jelennek meg szőrtelen, korpázó területek, amelyek általában nem viszketnek. Az előbb leírtak, a kórelőzmény és bőrkaparék vagy biopsziás mintavétel során talált nagyszámú atka esetén mondhatjuk ki egyértelműen a fertőzöttséget.

Más parazitákhoz és kommenzalistákhoz hasonlóan a *Demodex* atka is képes vektorként viselkedni patogén mikroorganizmusok számára. Ezek leginkább a *Wolbachia* nemzetségbe tartoznak és feltételeznek kapcsolatot a rosaceával járó gyulladás kiváltásában [41].

2.3. Sünök parazitáinak kezelése

A makrociklikus laktonok gyakran használt és nagyon hatékony ektocidek és endektocidek. Két csoportot különböztetünk meg. Az avermektineket, ezen belül találjuk meg a számunkra is fontos ivermektint. A másik csoport a milbemicinek. Ide tartozik a milbemycin-oxim és a moxidectin. Azon mechanizmus alapján hatnak, hogy az idegrendszerben hozzákötődnek a glutamát mediált kloridioncsatornák receptoraihoz, ennek hatására ezeket a csatornákat nyitva tartja, hiperpolarizáció lesz, emiatt pedig a paraziták garatfal, hasfal és uterus izomzata lebénul és elpusztul a féreg.

Az ivermektin (továbbiakban IVM) az egyik leggyakrabban használt parazitaellenes szer a humán- és állatgyógyászatban egyaránt. A rezisztencia ellene egyre nagyobb problémát jelent, az okát viszont még nem derítették ki. Felmerülhet bennünk az a kérdés, hogy vajon meddig lesz még hatékonyan felhasználható [42].

Az IVM nem csupán ekto- és endoparazitá ellenes készítmény, hanem más területen is kimutatták jótékony hatását. Képes szabályozni a glükóz- és koleszterinszintet az egerekben, elnyomja a rosszindulatú sejtproliferációt főleg rákos sejteknél, gátolja a vírusreplikációt és csökkenteni képes a túlélést a maláriát terjesztő vektorokban [42].

Az általunk használt hatóanyag a természetben előállított avermektin B kémiaiilag módosított származéka, mely akár szájon keresztül, akár parenterálisan adva magas hatékonyságú a fonálféreg ellen. Emellett a tetvek, atkák és kullancsok ellen is felveszi a harcot.

Azt mondhatjuk, hogy az IVM biztonsággal használható a környezetünkben élő állatok antiparazitikus kezeléseként, de tudnunk kell, hogy manapság már főleg kutyák és macskák

körében az ivermektint felváltotta számos biztonságosabb szer. Ennek kiváltó oka az, hogy számos kutya rendelkezik egy bizonyos MDR-1 génmutációval a vér-agy gátban. Ezekben az egyedekben a hatóanyag bejut az agyba, neurológiai tüneteket okozva.

Az évek során számos hatóanyag származékot fejlesztettek ki, melyeknek az előnyét a különböző ágazatokban élvezik. Az eprinomektint leginkább helyileg alkalmazzák haszonállatokban. A hasonló hatással rendelkező szelamektin kisállatpraxisban elterjedtebb, az IVM-nél biztonságosabb szer az MDR-1 génmutációval rendelkező kutyák esetében [42].

Sünöknél azonban még mindig ez a legelfogadottabb szer, amelynél feltételezhető, hogy nem csak a parazitákra, ezen belül a sünöket fertőző rühökre hatásos, hanem az ezzel gyakran együtt jelentkező bőrgombásságra is, hiszen ugyanazon tünetek jellemzik a sünök dermatophytosisát is.

2.4. Dermatophytosis

A dermatophytosis a leggyakoribb mikózis (gombás bántalom) a sünökben. Fontos megemlíteni, mert számos esetben együtt mutatható ki a hasonló tüneteket mutató rühösséggel. Ezen egzotikus állatok bőrkaparékából a *Trichophyton erinacei* mutatható ki leggyakrabban [21], de emellett izoláltak már *Trichophyton mentagrophytes*-t, *Trichophyton benhamiae*-t, *Nannizzia* alfajokat és *Microsporum canis*-t is. Sok esetben a tünetek a tüskék kihullásával és fejen lévő kérgesedéssel és korpázással jár, de számos esetben a fertőzés tünetmentes. Ilyenkor van nagy jelentősége a zoonózis terjedésének [43, 44].

3. Anyag és módszertan

3.1. Vizsgálati állatok

Kutatásunkhoz a Fővárosi Állat- és Növénykert vadállat mentőhelyére beérkező sünökből gyűjtöttünk mintát. A gyűjtési időszak 2021. április 1. – 2022. augusztus 31-ig történt és az ez idő alatt elváltozást mutató mentett egyedekből gyűjtöttük ezeket. Összesen 24 sünből történt a mintavétel. Az állatvédelmi jogszabályok szigorú betartása mellett, a kutatás teljes időintervalluma alatt a vizsgált sünökön ugyanazt a protokollt hajtottuk végre. A minták levételéhez az állatkertben dolgozó állatorvosok és asszisztensek voltak segítségemre.

A külső vizsgálat alapján rühösnek megítélt mentőhelyre beérkező sünöket egyesével szállítódobozokba raktuk és az állatkert állatorvosi részlegére vittük. A parazitózist mutató

sүнөket egyedileg altattuk el (6. ábra). Ehhez inhalációs anesztetikumokat használtunk, izofluránt vagy sevofluránt, emellett oxigént is kaptak. Leggyakrabban a fej, orrhát és a láb mutat elváltozást, így mintavételeinknél ezekre a területekre koncentráltunk. A mintagyűjtéshez mély bőrkaparék vételt alkalmaztunk. Ehhez szükségünk volt mintagyűjtésre alkalmas, zárható, műanyag tégelyekre, egyszer használatos gumikesztyűre, mivel a rühösséggel sokszor együtt jelentkező dermatophytosis és a sünökön szintén gyakran megjelenő *Sarcoptes* rühösség zoonotikus, ezért erre a saját magunk védelme miatt volt szükség. Ezek mellett a kaparék készítéshez használtunk egyszer használatos szikepengét. A frissen megkapart sérült bőr elfertőződésének megelőzése érdekében a folyamat végén a sebeket hígított betadinnal kezeltük.



6. ábra – Keleti sünn altatása izofluránnal
(Fotó: Tacsai Aliz)

3.1.1. Mély bőrkaparék vétele

A fejen és lábon ideális esetben szőrmentes, elváltozást mutató bőrfelület széli részét szikével, előzetes kezelés nélkül, enyhén döntött szögben, durva sérülés okozása nélkül megkaparjuk az első vércsepp vagy savó megjelenéséig (7. ábra). A bőrmintát előre feliratozott (sünn azonosítószáma, mintavétel dátuma, mintavétel helye a testen) jól zárható tégelybe gyűjtjük, majd a megkapart felületet hígított betadinnal lekezeljük.

A levett mintákat fagyasztoóban tároltuk, ha azonnali megtekintés és feldolgozás nem történt.



7. ábra – Mély bőrkaparék mintavétel altatásban keleti sünről
(Fotó: Burzuk László)

3.2. Minták feldolgozása

A mintafeldolgozás két lépésben történt. Elsőnek az állatkertben levett mintákat csoportosítottuk, minden egyednél egy fejről és egy lábról származó mintát vettünk. Az Állatorvostudományi Egyetem, Parazitológiai és Állattani Tanszékének Hallgatói laboratóriumában sztereomikroszkóp (Nikon SMZ-2T JAPAN) segítségével kerestünk rühatkákat a mintákban (8. ábra). Ha élő parazitát vagy holt tetemet találtunk, akkor a mintát pozitívnak tekintettük és elkülönítettük, hiszen arra a mintára még a továbbiakban szükségünk volt. A negatív mintákat is megtartottuk, de velük tovább nem dolgoztunk. A 24 sünből mindössze 10 darab bizonyult pozitívnak rühösségre. Második lépésben ennek a 10 sünnnek a pozitív mintáiból nedves csipesz segítségével, szintén sztereomikroszkóp alatt válogattuk ki a rühatkák tetemeit egy-egy mikrocentrifuga csőbe. Egy pozitív sünről 3-5 rühatkát mostunk bele 200 µl desztillált vízbe a csipesz hegyéről. A csövek CT01-CT10 számozással lettek ellátva. A mintákat fagyasztva tároltuk a további vizsgálatokig.



8. ábra – Atkák keresése sztereomikroszkóp alatt
(Fotó: Szekeres Sándor)

3.3. Molekuláris laboratóriumi vizsgálatok

3.3.1. DNS-kivonás

A mintákból való DNS kivonás az Állatorvostudományi Egyetem, Parazitológiai és Állattani Tanszékének Pre-PCR laboratóriumában külön helyiségben történt. A folyamat egészéhez köpenyt és eldobható kesztyűt viseltünk, ezen felül minden egyes mintánál pipettahegyet cseréltünk a kontamináció elkerülése érdekében.

A DNS kivonás tíz keleti sünből vett, atkát tartalmazó mintából történt. A minták feldolgozását egyesével hajtottuk végre. A kivonási folyamathoz QiAamp DNA mini kit (QIAGEN GmbH, Hilden, Németország) szövetmintára leírt 9 lépéses protokollját követtük. A minták feldolgozása során az atkákat mikrocentrifuga csövekbe helyeztük, melyekbe előre 200 µl desztillált vizet raktunk. A csövek 3-5 egyedet tartalmaztak. Ezeket a kivonásig

fagyasztóban tároltuk, ami előnyünkre vált, hiszen a fagyás által keletkező kristályok már széthasíthatták a parazitákat, így a DNS kinyerése könnyebbé vált. A fagyasztásból kiolvadt mintákba egyesével 180 µl lízist segítő ATL puffert és 20 µl proteináz-K enzimet pipettáztunk. Ezt annak érdekében, hogy az anyagok megfelelően elegyedjenek vortex segítségével összeráztuk, majd 56 °C-on, egy teljes éjszakán keresztül inkubáltuk, hogy az atkák sejtjeiből felszabadíthassuk az örökítőanyagot. A csövekbe ezután 200 µl AL puffert adagoltunk, amit egy 15 másodperces összerázás követett vortex segítségével. Ezután 70 °C-os inkubálás következett 10 percig, amit stopperrel mértünk. A szokásos lépések közötti centrifugálás után 200 µl 96%-os etanolt mértünk minden csőbe, majd 15 másodperces összerázás következett a vortexben, amit ismételt centrifugálás követett. A DNS-t tartalmazó mintát rápipettáztuk a QIAamp Spin Column-ra, lezártuk a csövek tetejét, majd 6000 g-n (8000 fordulat/perc) 1 perces centrifugálás következett. Nagyon fontos, hogy a centrifugálás során a minták kiegyenlítettek legyenek. Ezt követően a mintákhoz tartozó régi gyűjtőcsövek kidobásra kerültek és mindegyiket egy újba helyeztük bele. Ezekre egyesével 500 µl AW1-es puffer mértünk, majd az előzővel megegyező fordulatszámra centrifugáltuk 1 percig a mintákat. A mintákat a centrifugából kivéve a régi gyűjtőcsöveket megint eldobtuk és egy újba raktuk. Következő lépésként minden egyes mintába 500 µl AW2-es puffert pipettáztunk, majd az elegyeket 3 percig 20000 g-n (14000 fordulat/perc) centrifugáltuk. A puffer előntése után a csöveket újabb centrifugálásnak vetettük alá ezúttal maximális fordulatszámra (14600 fordulat/perc), az összes mosópuffer eltávolítása és a DNS kötő oszlop teljes száradása érdekében. A gyűjtőcső és a további szűrlet eldobásra került. A QIAamp Spin Column tiszta, 1,5 ml-es mikrocentrifuga csőbe került, majd erre 200 µl AE-puffert (eluáló puffert) adagoltunk azért, hogy a DNS leoldódjon a membránról. 1 perces inkubálás következett szobahőmérsékleten, majd 1 perces centrifugálás 6000 g-n (8000 fordulat/perc). A minták további tárolása a PCR-vizsgálatig fagyasztóban történt.

3.3.2. PCR-vizsgálat

A bőrkaparékokban talált *Caparinia* rühatkák DNS-ét konvencionális PCR-rel szaporítottuk fel. A vizsgálat során BCD-F05 (forward) primert (5'-TTT TCT ACH AAY CAT AAA GAT ATT GC-3') és BCD-R04 (reverse) primert (5'-TAT AAA CYT CDG GAT GNC CAA AAA A-3') alkalmaztunk annak érdekében, hogy felerősítsék azt a megközelítőleg 710 bázispárból álló régiót, ami a *Caparinia tripilis* rühatka

génállományában megtalálható citokróm *c* oxidáz I alegység (COI) génrészletből származik. A reakcióban még 1 µl MgCl₂-t és 14,8 µl desztillált vizet használtunk pluszban [45].

A PCR-reakciók a következőképpen voltak módosítva: 5 µl templát DNS-t adagoltunk 20 µl reakcióelegyhez, ami 1 U HotStar Taq Plus DNS Polimerázt (5 U/µl) (QIAGEN, Hilden, Germany), 0,5 µl dNTP Mixet, 0,5 µl-t minden primerből (50 µM), 2,5 µl-t a 10 × Coral Load PCR pufferből (15 mM MgCl₂-t tartalmazva) és 15,8 µl desztillált vizet tartalmazott.

Első lépésben egy 95 °C-os denaturációs szakasz történt 5 percig, majd 40-szer ismételve, ciklusokban denaturációs (94 °C, 45 másodperc), anellációs (50 °C, 1 perc) és extenziós (72 °C, 1 perc) szakaszok váltották fel egymást. A befejező szakasz (72 °C, 10 perc) után a mintákat 4 °C-ra hűtöttük le.

3.3.3. Gél-elektroforézis és szekvenálás

A PCR-vizsgálat során kapott termékeket 1,5%-os agaróz gélben (100 V, 50 perc) elektroforetizáltuk, megfestettük etídium-bromiddal, majd ezt megvilágítva ultraibolya fényel a PCR termék láthatóvá vált.

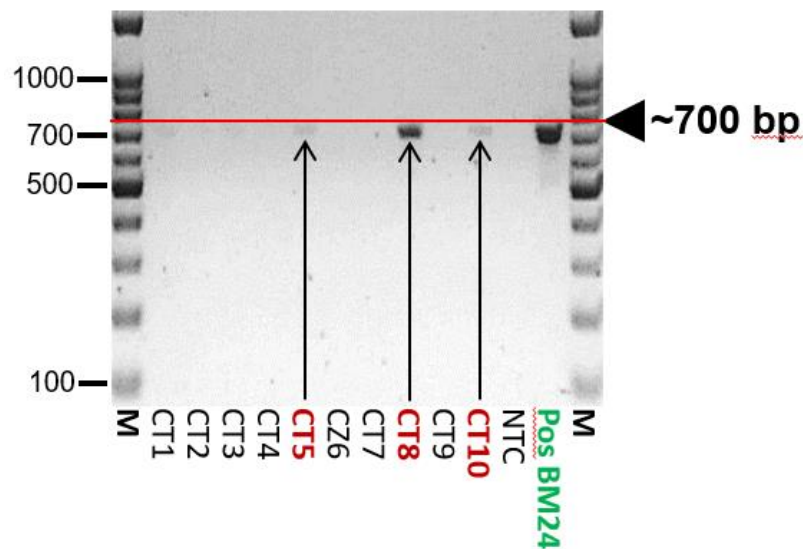
A pozitív *C. tripilis* PCR terméket a BIOMI Kft. (Gödöllő, Magyarország) tisztította és szekvenálta.

3.3.4. Filogenetikai analízis

A kapott szekvenciát kézzel szerkesztettük a BioEdit programmal [46], összehangoltuk, majd a BLASTn génbank segítségével összehasonlítottuk a GenBank referencia szekvenciáival. Az általunk kinyert szekvencia 98,83%-ban egyezett egy, a GenBank adatbázisában már meglévő *Caparinia* szekvenciával.

4. Eredmények

A Fővárosi Állat- és Növénykert vadállat mentőhelyére érkező, 24, tünetet mutató keleti sünből 10 egyed lett biztosan pozitív mikroszkópos vizsgálat alapján. A PCR reakciót a mintákban jelenlévő *Caparinia tripilis* citokróm *c* oxidáz I alegység (COI) génjének egy hosszú bázispárból álló szakaszát felerősítő BCD primerpárral végeztük. A PCR-vizsgálatot követő gélelektroforézis eredményei alapján a tíz mintából háromnál (CT5, CT8, CT10) kaptunk pozitív eredményt. Egyértelmű egyezést a CT8-as minta mutatta, a másik két mintánál kifogásolható eredményt kaptunk (9. ábra).



9. ábra – A 10 keleti sün bőrkaparek mintájából gyűjtött *Caparinia tripilis* atkák DNS-ének a konvencionális PCR utáni gélelektroforézis eredménye

A kontroll mintával megegyező hosszúságú terméket a CT8-as minta adott. Ebben valószínűsíthető, hogy sok nagyméretű atka volt, emiatt sok DNS volt benne és ez eredményezhette a pozitivitást. A két kevésbé egyező mintánál (CT5, CT10) azt a következtetést vontuk le, hogy a DNS jelenléte egyértelműsíthető, de lényegesen kevesebb volt benne, mint a CT8-as mintában. A többi minta esetében tudtuk, hogy a minta pozitív, mivel mikroszkóp alatt a parazita jelenléte biztos volt, de az atkák kicsi mérete és az ebből következő kevés DNS miatt, valószínű nem került örökítő anyag a vizsgálat során használt reakcióelegybe. A CT8 minta szekvenciáját a GenBank-ba feltöltöttük OP890304 hozzáférési számon.

5. Megbeszélés & következtetés

Kutatásunk a keleti sünökön leggyakrabban jelenlévő *C. tripilis* kimutatására irányult a fejről és végtagokról vett mély bőrkaparek mintavétele során. Az örökítőanyag kimutatására szolgáló vizsgálatok előtt már sztereomikroszkópos vizsgálattal is pozitívnak bizonyult a mintavételben résztvevő egyedek közel fele. A másik keresett rühatka, *S. scabiei* jelenlétét nem tudtuk igazolni morfológiai jegyek alapján, mikroszkóp segítségével. A 24 egyedből 10 bizonyult pozitívnak. PCR-vizsgálat során a 10 egyedből csupán 3-nál kaptunk pozitív eredményt és csupán egy mutatta a kontroll mintával szinte teljesen megegyező szekvenciát.

A CT8-as minta szekvenciája (OP890304), ami egyértelmű egyezést mutatott a kontroll mintával, 98,83%-ban megegyezett egy 2015-ben, Oroszországban a szerzők kutyája által megfogott nyugati sünről vett *C. tripilis* szekvenciájával (Accession number: MG766234). Csupán 7 bázispárnyi különbség volt az említett minta és az általunk vizsgált rühatka szekvencia között. A második egyezést 98,00%-ban egy azonos időben, azonos körülmények között, azonos állatfajról vett rühatka mutatta (Accession number: MG766233). Itt 12 bázispár eltérés volt [47]. Az adatbázis által, a szekvenciánkra egyezést kiadott harmadik minta szintén *Caparinia*-ból származott. Itt a bázisegyezés 92,82%-os volt, 43 bázispár volt eltérő (Accession number: KF891934). Ez egy *Caparinia* faj szekvenciája volt, amely 2013-ban vizsgált afrikai fehérhasú törpesünről származott, Dél-Koreából [48].

A CT10-es mintánál meglepő eredményt kaptunk. A kapott szekvencia a GenBank adatbázisával összevetve 81,04%-ban keleti sün (*Erinaceus roumanicus*) DNS-sel egyezett meg (Accession number: KY754506). Az említett egyedet egy Ausztriában, 2017-ben megjelent publikáció írta le [49]. A sünből származó szekvencia oka lehet az atkák testében található sünből származó táplálék, vagy az atka szőrös testén a tisztítási, mosási folyamatok után is maradhatott bőrdarabka. A CT5-ös mintánk a PCR-vizsgálatra nem adott ki értékelhető eredményt.

A felmerülő kérdés az, hogy a klinikai tüneteket mutató sünök közül miért csak kis számú egyed lett valójában pozitív a sünnre jellemző rühatkára. Egyrészt előfordulhat, hogy enyhe fertőzés során nincs olyan nagy számú egyed még a sün bőrén és kis területről vett mintázásnál nagyobb eséllyel kapunk negatív eredményt a vizsgálatnál. Másrészt nem kizárható, hogy a sünöket gyakran fertőző, *Caparinia*-val együtt jelentkező *Trichophyton*

gomba ezeknél a negatív eseteknél önállóan fertőzte az egyedeket. A tünetek hasonlósága miatt elképzelhető, hogy a feltevésünk nem alaptalan és jelen kutatás során a gombás fertőzésre nem irányult a vizsgálatunk.

A másik elgondolkodtató eredmény az volt, hogy a mikroszkópos vizsgálat során 10 egyértelműen pozitív mintából a PCR-vizsgálattal csupán 3 kielégítő eredményt kaptunk, ebből is csak egy minta szekvenciája egyezett meg egyértelműen a kontroll mintánkkal. Ez attól függ, hogy a PCR-vizsgálatban használt reakcióelegyhez adagolt 5 µl templát DNS-ben valójában mennyi örökítőanyag van. A tiszta szekvenciát adott mintánál feltételezhető, hogy nagyobb mennyiségű templát DNS került a reakcióelegyhez. A gyenge eredménynél az atka DNS-ének jelenléte egyértelműsíthető volt, de az örökítőanyag sokkal kevesebb lehetett, míg annál a mintánál, ahol negatív eredményt kaptunk valószínűsíthető, hogy a reakcióelegybe pipettázott anyag nem tartalmazott DNS-t.

Kíváncsiak voltunk, hogy vajon máshol milyen protokoll szerint jártak el és milyen eredményt kaptak. Egy új-zélandi kutatás során közel megegyező protokollt írtak le, viszont itt a *Caparinia* helyett a *Sarcoptes* atkákra koncentráltak, mivel ezen a területen a *Sarcoptes* előfordulása a sünöknél sokkal magasabb volt. A mintavétel kevésbé volt invazív. Ők a bőrről a parazitákat hosszas fogkefés dörzsölés során nyerték és velünk ellentétben KOH-ba rakták bele. Ezután 37 °C-os vízfürdő, törmelék tisztítása és átszitalása következett. Itt is a COX I gén szekvenciája volt a cél. A DNS kivonás hasonlóan történt, mint az általunk végzett folyamatban. A PCR-vizsgálatnál a felhasznált primer volt eltérő (scabF1 & snabR2) és a használt reakcióelegy tért el az összetevőiben. A hőprofil során az egyes ciklusok hossza is eltért. Azt lehet megállapítani, hogy a mi protokollunk hosszabb ideig tartott. Az elektroforézis során a folyamat 60 V-on 60 percig történt. Itt 250 bázispárból álló rövidebb szakaszt vizsgáltak a mi 710 bázispárunkkal ellentétben. A kapott eredményt összehasonították egy dokumentált *Caparinia* szekvenciával, melyből az volt kimondható, hogy a *Caparinia*-nál használt *Sarcoptes* primerekkel kapott szekvenciával nem fedeztek fel homológiát, szóval a primerek *Sarcoptes* specifikusak voltak [50].

Kutatásunkban célunk volt még az, hogy ne csak a Budapesten és környékén található és vadállat mentőhelyre behozott sünökből kapjunk *C. tripilis* DNS szekvenciát, hanem nemzetközi szinten kiterjesszük a mintavételt, konkrétan Kassára és Marosvásárhelyre fókuszálva, ezzel egy összehasonlító eredményt is leírjunk. A fővárosi kutatás során is

tapasztaltuk, hogy előző évekhez képest sokkal kevesebb keleti sün került be a mentőhelyre rühatkás tünetekkel. Ezt a külföldi állatkerti kollégák is megerősítették, így a kutatásunk Budapestre szűkült, kisebb számú egyeddel.

6. Összefoglalás

Hazánkban védett és őshonos emlős a keleti sün (*Erinaceus roumanicus*), ami a városi parkok és ligetek állandó lakója. Életmódjának köszönhetően számos parazitának és zoonotikus kórokozó rezervoárja. Ilyen a *Caparinia tripilis*, amely gyakran fertőzi a vadon élő sünöket. Magyarországi kutatások hiányában célunk az volt, hogy az említett rühatka molekuláris vizsgálatát elvégezzük a Fővárosi Állat-és Növénykert mentőhelyére bevitt egyedekről levett mintákból.

Ahhoz, hogy az eredményeket megkapjuk, a számunkra egyetlen lehetséges módszert alkalmaztuk, a DNS- kivonást, ezt követően PCR- vizsgálatot és gél-elektroforézist.

A kutatásunk ideje alatt az átlagosnál kevesebb rühösségre jellemző tüneteket mutató egyedeket vittek be a Fővárosi Állat-és Növénykert mentőhelyére. Összesen 24 egyedről tudtunk mintát venni. Minimális fájdalmat okozó beavatkozást, mély bőrkaparék vételt alkalmaztunk a fejen és a végtagokon. A bőr steril szikével történő kaparását az első vércsepp kicsordulásáig végeztük. A kaparékot mintavételi edényekbe gyűjtöttük, minden egyednél egyedileg feliratozva a megfelelő nyomon követhetőség miatt. A mintákat a mikroszkópos vizsgálatig fagyasztóban tároltuk. Sztereomikroszkóp segítségével a 24 mintából csupán 10-nél állapítottunk meg pozitivitást *Caparinia tripilis*-re, ami enyhe fertőzéssel, illetve önálló gombás fertőzéssel magyarázható. Ezt követően DNS-kivonást végeztünk egy előzetesen összeállított protokoll alapján. Utolsó lépésként PCR-vizsgálatot és gél-elektroforézist végeztünk. Eredményként egy, a kontroll mintával szinte teljesen megegyező szekvenciát kaptunk (Accession number: OP890304), ami 98,83%-ban egyezett egy a GenBank-ban lévő *Caparinia tripilis* szekvenciával. A többi 9 mintánál valószínűsíthető, hogy az adott minta kevés DNS-t tartalmazott, vagy esetleg nem is volt a mintában.

A keleti sünöket fertőző *Caparinia tripilis* molekuláris vizsgálata összességében eredményes volt, de a tüneteket mutató egyedek és a pozitív minták alacsony száma miatt a jövőben nagyobb számú egyed mintavételezése javasolt és a mintavétel helyének kiszélesítése és a levett bőrkaparék mennyiségének növelése a további kutatások eredményét javíthatja.

7. Irodalomjegyzék

1. Rigó K, Majoros G, Jablonszky M, Molnár V, Tóth M (2012) A sünök ektoparazitái és a sünökből kimutatott zoonotikus kórokozók. (Ectoparasites and zoonotic pathogens of hedgehogs. Literature review). *Magy Allatorvosok Lapja* 6:353–360
2. Macdonald DW (David W (1984) *The Encyclopedia of mammals*. New York, NY : Facts on File
3. Bogdanov S, Bannikova A, Pirusskii Y, Formozov N (2009) The First Genetic Evidence of Hybridization between West European and Northern White-breasted Hedgehogs (*Erinaceus europaeus* and *E. roumanicus*) in Moscow Region. *Biol Bull* 36:647–651. <https://doi.org/10.1134/S106235900906017X>
4. Tóth M, Bárány A, Bíró N, Földvári G, Molnár V (2010) Tüskés élet - Ismerjük-e a keleti sünt?
5. Wilson DE, Reeder DM (2005) *Mammal Species of the World: A Taxonomic and Geographic Reference*, 3rd ed. John Hopkins University Press, Baltimore, Maryland, USA
6. Aulagnier S, Haffner P, Mitchell-Jones A J, Moutou F, Zima J (2009) *Mammals of Europe, North Africa and the Middle East*. London: A & C Black Publishers Ltd.
7. Pfäffle M (2015) Influence of parasites on fitness parameters of the European hedgehogs (*Erinaceus europaeus*)
8. Bihari Z (2007) Keleti sün. In: *Magyarország emlőseinek atlasza*. Kossuth kiadó, Budapest, pp 50–51
9. Palomo LJ, Mitsainas G, Yigit N, Kryštufek B, Giovanni Amori (Italian National Research Council LSU in R, Group) RH (IUCN SIS (2016) IUCN Red List of Threatened Species: *Erinaceus roumanicus*. IUCN Red List Threat Species
10. Vadonleső. In: 2014-Sün. <https://xn--vadonles-8sb.hu/evemlose/2014>. Accessed 14 Nov 2022
11. Pavlović I, Savić B (2017) Helminth fauna of the northern white-breasted hedgehog (*Erinaceus roumanicus*) in Serbia. *J Parasit Dis Off Organ Indian Soc Parasitol* 41:605–606. <https://doi.org/10.1007/s12639-016-0854-6>
12. Youssefi MR, Rahimi MT, Halajian A, Moosapour AA, Nikzad R, Nikzad M, Ramezanpour S, Ebrahimpour S (2013) Helminth Parasites of Eastern European Hedgehog (*Erinaceus concolor*) in Northern Iran. *Iran J Parasitol* 8:645–650
13. Skuballa J, Taraschewski H, Petney TN, Pfäffle M, Smales LR (2009) The avian acanthocephalan *Plagiorhynchus cylindraceus* (Palaeacanthocephala) parasitizing the European hedgehog (*Erinaceus europaeus*) in Europe and New Zealand. *Parasitol Res* 106:431. <https://doi.org/10.1007/s00436-009-1681-9>

14. Moreira A, Troyo A, Calderón-Arguedas O (2013) First report of acariasis by *Caparinia tripilis* in African hedgehogs, (*Atelerix albiventris*), in Costa Rica. *Rev Bras Parasitol Veterinária* 22:155–158. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612013000100029>
15. Khaldi M, Torres J, Samsó B, Miquel J, Biche M, Benyettou M, Barech G, Benelkadi HA, Ribas A (2012) Endoparasites (helminths and coccidians) in the hedgehogs *Atelerix algirus* and *Paraechinus aethiopicus* from Algeria. *Afr Zool* 47:48–54. <https://doi.org/10.1080/15627020.2012.11407522>
16. G P, S G, Antonio S, Garippa G, Capelli G, Scaravelli D, Brianti E, Reeve N (2019) SHORT COMMUNICATIONS. *Vet Rec* 152:22–24
17. Gaglio G, Allen S, Bowden L, Bryant M, Morgan ER (2010) Parasites of European hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) in Britain: epidemiological study and coprological test evaluation. *Eur J Wildl Res* 56:839–844. <https://doi.org/10.1007/s10344-010-0381-1>
18. Mizgajska-Wiktor H, Jarosz W, Piłacińska B, Dziemian S (2010) Repozytorium Uniwersytetu im. Adama Mickiewicza (AMUR): Helminths of hedgehogs, *Erinaceus europaeus* and *E. roumanicus* from Poznań region, Poland- coprological study. *Wiadomoœci Parazytol.* 329–332
19. Dziemian S, Sikora B, Piłacińska B, Michalik J, Zwolak R (2015) Ectoparasite loads in sympatric urban populations of the northern white-breasted and the European hedgehog. *Parasitol Res* 114:2317–2323. <https://doi.org/10.1007/s00436-015-4427-x>
20. Girisgin AO, Senlik B, Aydin L, Cirak VY (2015) Ectoparasites of hedgehogs (*Erinaceus concolor*) from Turkey. *Berl Munch Tierarztl Wochenschr* 128:315–318
21. Brockie RE (1974) The hedgehog mange mite, *Caparinia tripilis* , in New Zealand. *N Z Vet J* 22:243–247. <https://doi.org/10.1080/00480169.1974.34179>
22. Ruszkowski JJ, Hetman M, Turlewicz-Podbielska H, Pomorska-Mól M (2021) Hedgehogs as a Potential Source of Zoonotic Pathogens—A Review and an Update of Knowledge. *Animals* 11:1754. <https://doi.org/10.3390/ani11061754>
23. Robinson I, Routh A (1999) Veterinary care of the hedgehog. *In Pract* 21:128-137.
24. Horowitz I, Krupnik S, Bourdeau P, Landau U, Anglister N, Alias R, Zur G (2020) Mite infestation in hedgehogs (Erinaceidae) in Israel – Characterization and response to treatment. *Isr J Vet Med* 75:17–22
25. Lareschi M, Velazco PM (2013) Laelapinae mites (Acari: Parasitiformes: Laelapidae) parasitic of sigmodontine rodents from northern Peru, with the description of a new species from *Akodon aerosus* (Rodentia: Cricetidae: Sigmodontinae). *J Parasitol* 99:189–193. <https://doi.org/10.1645/GE-3241.1>
26. Izdebska JN (2004) Species of Demodecidae (Acari, Actinedida), New for the fauna of Poland, in common shrew (*Sorex araneus* L.). *Zoologica Poloniae* 49:47–51
27. Bunnell T (2001) The incidence of disease and injury in displaced wild hedgehogs (*Erinaceus europaeus*). *LUTRA* 44:3–14

28. Gregory MW (1981) Mites of the hedgehog *Erinaceus albiventris* Wagner in Kenya: observations on the prevalence and pathogenicity of *Notoedres oudemansi* Fain, *Caparinia erinacei* Fain and *Rodentopus sciuri* Fain. *Parasitology* 82:149–157. <https://doi.org/10.1017/S0031182000041950>
29. Thamm S, Kalko EKV, Wells K (2009) Ectoparasite Infestations of Hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) are Associated with Small-Scale Landscape Structures in an Urban–Suburban Environment. *EcoHealth* 6:404–413. <https://doi.org/10.1007/s10393-009-0268-3>
30. Gilles J, Just FT, Silaghi C, Pradel I, ET AL. (2008) *Rickettsia felis* in Fleas, France. *Emerg. Infect. Dis.* 684–686.
31. Pomykal J (1985) A case of infestation of humans with fleas *Archaeopsylla erinacei* (Siphonaptera, Pulicidae). *Folia Parasitol (Praha)* 32:348
32. Hosni MN, Maghrbi AE (2014) Ectoparasites infestation of free-ranging hedgehog (*Etelrix algirus*) in north western Libya. *Open Vet J* 4:12–15. <https://doi.org/10.4314/ovj.v4i1>.
33. Bowman A S, Nuttall P (2008) (PDF) Bowman A, Nuttall P: Ticks: Biology, Disease and Control. New York: Cambridge University Press 507 p.
34. Pfäffle M, Petney T, Elgas M, Skuballa J, Taraschewski H (2009) Tick-induced blood loss leads to regenerative anaemia in the European hedgehog (*Erinaceus europaeus*). *Parasitology* 136:443–452. <https://doi.org/10.1017/S0031182009005514>
35. d'Ovidio D, Santoro M, Santoro D (2021) A clinical retrospective study of *Caparinia tripilis* (Psoroptidae) mite dermatitis in pet African pygmy hedgehogs (*Atelerix albiventris*) in southern Italy. *Vet Dermatol* 32:434. <https://doi.org/10.1111/vde.12991>
36. Kim DH, Oh DS, Ahn KS, Shin SS (2012) An Outbreak of *Caparinia tripilis* in a Colony of African Pygmy Hedgehogs (*Atelerix albiventris*) from Korea. *Korean J Parasitol* 50:151. <https://doi.org/10.3347/kjp.2012.50.2.151>
37. Demkowska-Kutrzepa M, Tomczuk K, Studzińska M, Szczepaniak K (2015) *Caparinia tripilis* in African hedgehog (*Atelerix albiventris*). *Vet Dermatol* 26:73–75. <https://doi.org/10.1111/vde.12190>
38. Kim KR, Ahn KS, Oh DS, Shin SS (2012) Efficacy of a combination of 10% imidacloprid and 1% moxidectin against *Caparinia tripilis* in African pygmy hedgehog (*Atelerix albiventris*). *Parasit Vectors* 5:158. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-5-158>
39. Iacob O, Iftinca A (2018) The dermatitis by *Caparinia tripilis* and *Microsporum*, in african pygmy hedgehog (*Atelerix albiventris*) in Romania – first report. *Rev Bras Parasitol Veterinária* 27:584–588. <https://doi.org/10.1590/S1984-296120180053>
40. Arlian LG, Morgan MS (2017) A review of *Sarcoptes scabiei*: past, present and future. *Parasit Vectors* 10:297. <https://doi.org/10.1186/s13071-017-2234-1>
41. Elston CA, Elston DM (2014) Demodex mites. *Clin Dermatol* 32:739–743. <https://doi.org/10.1016/j.clindermatol.2014.02.012>

42. Laing R, Gillan V, Devaney E (2017) Ivermectin – Old Drug, New Tricks? Trends Parasitol 33:463–472. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2017.02.004>
43. Abarca ML, Castellá G, Martorell J, Cabañes FJ (2017) *Trichophyton erinacei* in pet hedgehogs in Spain: Occurrence and revision of its taxonomic status. Med Mycol 55:164–172. <https://doi.org/10.1093/mmy/myw057>
44. Gnat S, Łagowski D, Dylağ M, Nowakiewicz A (2022) European Hedgehogs (*Erinaceus europaeus* L.) as a Reservoir of Dermatophytes in Poland. Microb Ecol 84:363–375. <https://doi.org/10.1007/s00248-021-01866-w>
45. Dabert M, Witalinski W, Kazmierski A, Olszanowski Z, Dabert J (2010) Molecular phylogeny of acariform mites (Acari, Arachnida): strong conflict between phylogenetic signal and long-branch attraction artifacts. Mol Phylogenet Evol 56:222–241. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2009.12.020>
46. Hall TA (1999) BioEdit: a user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. Nucleic Acid Symp Ser 41:95–98
47. Klimov PB, Kim DH, Skoracki M, Bochkov AV (2018) Species delimitation in the “gray zone” of CO1 barcoding: Validation of the status the mange mite *Caparinia ictonyctis* stat. res. (Acariformes: Psoroptidae) parasitizing captive African hedgehog, *Atelerix albiventis*. Ecology and Evolutionary Biology (EEB)
48. Bochkov AV, Klimov PB, Hestvik G, Saveljev AP (2014) Integrated Bayesian species delimitation and morphological diagnostics of chorioptic mange mites (Acariformes: Psoroptidae: *Chorioptes*). Parasitol Res 113:2603–2627. <https://doi.org/10.1007/s00436-014-3914-9>
49. Schäffer S, Zachos FE, Koblmüller S (2017) Opening the treasure chest: A DNA-barcoding primer set for most higher taxa of Central European birds and mammals from museum collections. PLOS ONE 12:e0174449. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0174449>
50. Kriechbaum C, Pomroy W, Gedye K (2018) *Sarcoptes scabiei* on hedgehogs in New Zealand. Parasitol Res 117:697–703. <https://doi.org/10.1007/s00436-017-5739-9>

8. Köszönetnyilvánítás

Elsősorban köszönetet szeretnék mondani témavezetőimnek, Dr. Sós Endrének, mivel nagy álmom volt az, hogy állatkerti témában csinálhassam a diplomamunkámat és neki köszönhetően ez megvalósulhatott, Dr. Szekeres Sándornak, aki belső konzulens hiányában rendelkezésemre állt, a minták feldolgozása során a legjobb beszélgetőpartner volt és nem utolsó sorban készségesen támogatta a téma megírása során.

Köszönöm Dr. Hornok Sándornak, tanszékvezető egyetemi tanárnak, hogy engedélyezte az Állatorvostudományi Egyetem Parazitológiai és Állattani Tanszéken való kutatásomat.

Köszönöm a sok segítséget az állatkert állatorvosi csapatának, Dr. Hoitsy Mártonnak, Burzuk Lászlónak és Verőczey Tamásnak, akik segítettek a mintavételt és amikor nekem nem volt lehetőségem, levették a sünökről a mintákat.

Köszönettel tartozom a vadállat mentőhelyen dolgozó lelkes csapatnak, Filó Fanninak, Nagy Ágnesnek és Papp Noéminek, akik időben tájékoztattak a sünök érkezéséről és lelkiismeretesen bántak a mintát adó és a mintavételre váró sünökkel.

Köszönöm a segítségét Takács Nórának, aki az Állatorvostudományi Egyetem Parazitológiai és Állattani Tanszék munkatársaként elvégezte a PCR-vizsgálatot.

Az Állatorvostudományi Egyetem Parazitológiai és Állattani Tanszékének és a Fővárosi Állat-, és Növénykertnek is köszönetet szeretnék mondani a helyszín és a kutatáshoz szükséges eszközök felhasználása miatt.

Köszönök mindent a szüleimnek, akik nem csak a diplomamunka elkészítésében voltak mellettem, de nélkülük az eddigiek sem sikerültek volna. Köszönöm a támogatást testvéreimnek, akik mindig emlékeztettek, hogy a szakdolgozat még mindig nem írja meg magát, barátaimnak, akik hasonló cipőben járva tökéletesen értették a problémáimat és nem utolsó sorban köszönet a páromnak, aki csendben, biztatva kísérte végig az egész folyamatot.

Alulírott **Dr. Szekeres Sándor** igazolom, hogy **Tacsi Aliz**, **Budapesti sünök rühössége** című diplomamunkát ismerem, azt beadásra és védésre alkalmasnak tartom.

Budapest, 2022.12.01



.....

a témavezető neve és aláírása

Parazitológiai és Állattani Tanszék

HuVetA

ELHELYEZÉSI MEGÁLLAPODÁS ÉS SZERZŐI JOGI NYILATKOZAT*

Név: Tacsi Aliz
Elérhetőség (e-mail cím): alicee730@gmail.com
A feltöltendő mű címe: Budapesti Sünök működése
A mű megjelenési adatai: Diplomamunka, 2022
Az átadott fájlok száma: 1

Jelen megállapodás elfogadásával a szerző, illetve a szerzői jogok tulajdonosa nem kizárólagos jogot biztosít a HuVetA számára, hogy archiválja (a tartalom megváltoztatása nélkül, a megőrzés és a hozzáférhetőség biztosításának érdekében) és másolásvédett PDF formára konvertálja és szolgáltatssa a fenti dokumentumot (beleértve annak kivonatát is).

Beleegyeznek, hogy a HuVetA egynél több (csak a HuVetA adminisztrátorai számára hozzáférhető) másolatot tároljon az Ön által átadott dokumentumból kizárólag biztonsági, visszaállítási és megőrzési célból.

Kijelenti, hogy az átadott dokumentum az Ön műve, és/vagy jogosult biztosítani a megállapodásban foglalt rendelkezéseket arra vonatkozóan. Kijelenti továbbá, hogy a mű eredeti és legjobb tudomása szerint nem sérti vele senki más szerzői jogát. Amennyiben a mű tartalmaz olyan anyagot, melyre nézve nem Ön birtokolja a szerzői jogokat, fel kell tüntetnie, hogy korlátlan engedélyt kapott a szerzői jog tulajdonosától arra, hogy engedélyezhesse a jelen megállapodásban szereplő jogokat, és a harmadik személy által birtokolt anyagrész mellett egyértelműen fel van tüntetve az eredeti szerző neve a művön belül.

A szerzői jogok tulajdonosa a hozzáférés körét az alábbiakban határozza meg (**egyetlen, a megfelelő négyzetben elhelyezett x jellel**):

- engedélyezi, hogy a HuVetA-ban -ban tárolt művek korlátlanul hozzáférhetővé váljanak a világhálón,
- az Állatorvostudományi Egyetem belső hálózatára (IP címeire) korlátozza a feltöltött dokumentum(ok) elérését,
- a Könyvtárban található, dedikált elérést biztosító számítógépre korlátozza a feltöltött dokumentum(ok) elérését,
- csak a dokumentum bibliográfiai adatainak és tartalmi kivonatának feltöltéséhez járul hozzá (korlátlan hozzáféréssel),

Kérjük, **nyilatkozzon a négyzetben elhelyezett jellel a helyben használatról is:**



Engedélyezem a dokumentum(ok) nyomtatott változatának helyben olvasását a könyvtárban.

Amennyiben a feltöltés alapját olyan mű képezi, melyet valamely cég vagy szervezet támogatott illetve szponzorált, kijelenti, hogy jogosult egyetérteni jelen megállapodással a műre vonatkozóan.

A HuVetA üzemeltetői a szerző, illetve a jogokat gyakorló személyek és szervezetek irányában nem vállalnak semmilyen felelősséget annak jogi orvoslására, ha valamely felhasználó a HuVetA-ban engedéllyel elhelyezett anyaggal törvénysértő módon visszaélne.

Budapest, 2022. év ...december... hó ...01... nap

Tanai Mik

aláírás

szerző/a szerzői jog tulajdonosa

A HuVetA Magyar Állatorvos-tudományi Archivum – Hungarian Veterinary Archive az Állatorvostudományi Egyetem Hutýra Ferenc Könyvtár, Levéltár és Múzeum által működtetett egyetemi és szakterületi online adattár, melynek célja, hogy a magyar állatorvos-tudomány és -történet dokumentumait, tudásvagyonát elektronikus formában összegyűjtse, rendszerezze, megőrizze, kereshetővé és hozzáférhetővé tegye, szolgáltassa, a hatályos jogi szabályozások figyelembe vételével.

A HuVetA a korszerű informatikai lehetőségek felhasználásával biztosítja a könnyű, (internetes keresőgépekkel is működő) kereshetőséget és lehetőség szerint a teljes szöveg azonnali elérését. Célja ezek révén

- *a magyar állatorvos-tudomány hazai és nemzetközi ismertségének növelése;*
- *a magyar állatorvosok publikációira történő hivatkozások számának, és ezen keresztül a hazai állatorvosi folyóiratok impaktfaktorának növelése;*
- *az Állatorvostudományi Egyetem és az együttműködő partnerek tudásvagyonának koncentrált megjelenítése révén az intézmények és a hazai állatorvos-tudomány tekintélyének és versenyképességének növelése;*
- *a szakmai kapcsolatok és együttműködés elősegítése,*
- *a nyílt hozzáférés támogatása.*