

Aus dem Department für Pathobiologie
der Veterinärmedizinischen Universität Wien
Institut für Parasitologie
(Leiterin: Univ.Prof. Dr.med.vet. Anja Joachim)

**Die Stechmückenfauna am Wiener Zentralfriedhof – Teil 2:
Stechmückeneier und Adulte**

Diplomarbeit
Veterinärmedizinische Universität Wien

vorgelegt von
Laura Schreier

Wien, im Mai 2022

BetreuerIn: PD Dr. Hans-Peter Fuehrer
Institut für Parasitologie
Department für Pathobiologie
Veterinärmedizinische Universität Wien

BegutachterIn: Mag. Carina Zittra, PhD

INHALTSVERZEICHNIS

1 Einleitung und Fragestellung.....	7
1.1 Einleitung	7
1.2 Fragestellung	12
2 Literaturübersicht	14
2.1 Taxonomie	14
2.1.1 Österreichisches Stechmücken Inventar im Jahr 2021	16
2.2 Morphologie	19
2.3 Biologie und Lebensweise	27
2.4 Stechmückenfallen	44
3 Material und Methodik.....	51
3.1 Der Wiener Zentralfriedhof als Stechmückenhabitat.....	51
3.2 Fallentypen.....	56
3.3 Monitoring von Stechmückeneiern am Wiener Zentralfriedhof.....	56
3.4 Monitoring von Adulten Stechmücken am Wiener Zentralfriedhof.....	61
4 Ergebnisse.....	66
4.1 Ergebnisse Ovitrap	66
4.2 Ergebnisse BG Sentinel Fallen.....	76
4.3 Statistik	81
5 Diskussion	82
6 Zusammenfassung	89
7 Summary	90
8 Literaturverzeichnis.....	91
9 Abbildungs- und Tabellenverzeichnis.....	103
10 Anhang	106

Widmung

Meinen Eltern und Großeltern.

Danke für alles.

Abkürzungen

Abb.	Abbildung
Ae.	Gattung <i>Aedes</i>
An.	Gattung <i>Anopheles</i>
b.t.i.	<i>Bacillus thuringiensis israelensis</i>
bzw.	beziehungsweise
CDC	Center for Disease Control and Prevention, USA
CHIKV	Chikungunya Virus
Cq.	Gattung <i>Coquillettidia</i>
Cs.	Gattung <i>Culiseta</i>
Cx.	Gattung <i>Culex</i>
D.	Gattung <i>Dirofilaria</i>
DENV	Dengue Virus
ECDC	European Centre for Disease Prevention and Control, Schweden
engl.	aus dem Englischen
et al.	et alii (lat.) – und Andere
FAA	Fauna Aquatica Austriaca
griech.	aus dem Griechischen
JEV	Japanische Encephalitis Virus
Kap.	Kapitel
lat.	aus dem Lateinischen
MTI	Mosquito Taxonomy Inventory
Oc.	Gattung <i>Ochlerotatus</i>
Or.	Gattung <i>Orthopodomyia</i>
P.	Gattung <i>Plasmodium</i>

s. l.	sensu lato (lat.) - Im weiten Sinne
spp.	species (lat.) – Spezies (plural)
<i>Ur.</i>	Gattung <i>Uranotaenia</i>
USUV	Usutu Virus
VBD	vector borne diseases (engl.) – von Vektoren übertragene Krankheiten
WHO	World Health Organisation
WNV	West Nil Virus
YFV	Gelbfieber Virus – von Yellow Fever Virus (engl.)
ZIKV	Zika Virus

1 Einleitung und Fragestellung

1.1 Einleitung

Stechmücken haben bis auf wenige Gebiete, wie die Antarktis, die ganze Erde erfolgreich besiedelt (Becker et al. 2020). Im Jahr 2021 wurden weltweit 3698 Stechmückenarten und -unterarten beschrieben (Wilkerson et al. 2021). Etwa Dreiviertel davon sind in den Tropen und Subtropen heimisch (Becker et al. 2020). Zunehmender globaler Handel und menschliche Reisetätigkeiten führen zur Einfuhr und Verbreitung gebietsfremder Stechmücken in Europa (Schaffner et al. 2013, Medlock et al. 2015, Tannich und Lühken 2020). Für die Eintragung sind zwei Hauptmechanismen bekannt. Einerseits werden trockenresistente Stechmückeneier mit internationalen Handels Gütern wie beispielsweise Gebrauchtreifen oder Glücksbambus auf Containern verschleppt. Die Haupteintragsorte in den Zielländern sind (Flug-)Häfen und größere Märkte (Reiter 1998, ECDC 2012, Medlock et al. 2015). Andererseits werden adulte Stechmücken über kürzere Distanzen als blinde Passagiere in Fahrzeugen transportiert und verlassen diese auf Zwischen- oder Endstationen wie Autobahnraststätten oder Bahnhöfen (ECDC 2012, Tannich und Lühken 2020). Sowohl in Deutschland (Tannich und Lühken 2020), als auch in Österreich (Fuehrer et al. 2020), konnte ein lokales Vorkommen der Asiatischen Tigermücke, *Ae. albopictus*, entlang von Autobahnen nachgewiesen werden, das die Wichtigkeit dieser Importroute innerhalb Europas hervorhebt. Klimatische und ökologische Veränderungen gepaart mit der hohen Anpassungsfähigkeit bestimmter Stechmückenarten führen dazu, dass sich diese nach Einschleppung in neue Lebensräume dort auch erfolgreich etablieren können (Lindgren et al. 2010, Medlock et al. 2015, Tannich und Lühken 2020).

Für die Menschheit sind vor allem jene Arten von Interesse, die durch die Übertragung von Krankheitserregern ein potenzielles Gesundheits- bzw. wirtschaftliches Risiko darstellen oder besondere Lästlinge sind (Wilkerson et al. 2021). In diesem Zusammenhang sprechen Schaffner et al. (2013) von invasive Stechmückenarten, wenn sie neue Gebiete besiedeln können und der Wirtschaft, Umwelt oder menschlichen Gesundheit mit hoher Wahrscheinlichkeit Schaden zufügen (werden). Faßhauer (2014) und Petercord (2017) wiederum zeigen auf, dass in dem Diskurs zu neuen Arten in der Terminologie zwischen einheimischen, gebietsfremden und invasiven Arten unterschieden werden sollte. Damit erscheint die pauschale Bezeichnung ‚invasive Arten‘ für neu etablierte Stechmücken in Europa einerseits unpassend, andererseits betont der Begriff die potenzielle Bedrohung, die diese Stechmückenarten darstellen. Auch Fuehrer weist auf den Unterschied zwischen invasiven (engl. invasive) und gebietsfremden (engl. alien) Arten hin (Fuehrer 2019). In dieser

Arbeit wird der Begriff invasive Stechmückenarten im Sinne von Schaffner et al. (2013) verwendet.

Die unmittelbare Gefahr für die menschliche Gesundheit stellen Erreger dar, die während der Blutmahlzeit einer weiblichen Stechmücke auf ihren Wirt übertragen werden können. Man spricht von ‚vector-borne diseases‘ (VBDs), Vektor-übertragenen Krankheiten, weil die Stechmücke als Vektor der Krankheitserreger fungiert. Jährlich sterben über 700 000 Menschen an den Folgen von VBDs (WHO 2020). Nicht jede Stechmückenart ist ein kompetenter Vektor für alle Pathogene. Die erfolgreiche Verbreitung des Erregers ist eng an das Vorkommen virämischer Wirte, der Dichte kompetenter Vektoren, deren Wirtspräferenz sowie an klimatische Bedingungen gekoppelt (ECDC 2012, Medlock et al. 2012, Medlock et al. 2015, Kaufmann 2018, Fuehrer 2019).

Einige Stechmücken der Gattung *Aedes* sind potenziell sehr kompetente Wirte für einige humanpathogene Viren wie Chikungunya Virus (CHIKV), Dengue Virus (DENV), Japanisches Enzephalitis Virus (JEV), Gelbfieber Virus (YFV von engl. Yellow Fever Virus) und Zika Virus (ZIKV). Einige *Aedes* Arten sind für ihre hartnäckige Stechlust, dafür auch tagsüber auf Wirtssuche zu gehen, ihre große Wanderbereitschaft sowie für regelmäßige Massenvorkommen oder hohe Resistenz gegenüber extremen Umweltbedingungen bekannt. Diese Eigenschaften machen die betroffenen Arten zu idealen Vektoren (Mohrig 1969, Medlock et al. 2015, Becker et al. 2020).

In den letzten Jahrzehnten konnten sich fünf Stechmückenarten der Gattung *Aedes* in Teilen Europas ansiedeln, nämlich die Gelbfiebermücke (*Ae. aegypti*), die Asiatische Tigermücke (*Ae. albopictus*), die Amerikanische Felspoolmücke (*Ae. atropalpus*), die Koreanische Buschmücke (*Ae. koreicus*) und die Asiatische Buschmücke (*Ae. japonicus*) (Schaffner et al. 2013, Medlock et al. 2015).

Aedes aegypti und *Ae. albopictus* sind (im Feld bestätigte) Vektoren für CHIKV und DENV und führten seit ihrer Ankunft in Europa bereits zu einigen autochthonen (vor Ort entstandenen, nicht importierten) Krankheitsausbrüchen (Medlock et al. 2012). Der erste auf Stechmücken der Gattung *Aedes* zurückzuführende Ausbruch einer VBD in Europa fand 2007 in Italien statt. In der nordöstlichen Region Ravenna wurden über 200 Personen mit CHIKV infiziert. Man konnte das Virus mittels PCR aus einer Tigermücke extrahieren, weshalb *Ae. albopictus* als primärer Vektor angesehen wird (Angelini et al. 2007a, 2007b, 2008, Rezza et al. 2007). 17 Jahre zuvor, 1990, wurde *Ae. albopictus* erstmals in Italien nachgewiesen (Medlock et al.

2015). Im Südosten von Frankreich konnten 2010 in einer Region mit etablierter Tigermückenpopulation die ersten beiden autochthonen Fälle von Denguefieber dokumentiert werden (La Ruche et al. 2010).

Neben Stechmücken der Gattung *Aedes* sind auch Arten anderer Gattungen kompetente Vektoren für bestimmte Erreger. So werden die Erreger der humanen Malaria (*P. falciparum*, *P. vivax*, *P. ovale* spp. und *P. malariae*) durch Stechmücken der Gattung *Anopheles* übertragen. 2020 erkrankten weltweit geschätzte 241 Millionen Menschen an Malaria, mit über 600 000 letalen Ausgängen (WHO 2021). In Mitteleuropa war die Malaria noch im 19. Jahrhundert in allen Staaten bis auf Lichtenstein endemisch und konnte erst 1962 ausgerottet werden. Dies wurde einerseits durch effiziente Diagnostik und Therapie, aber andererseits auch durch das erneut hohe Angebot von landwirtschaftlichen Nutztieren als Wirte nach dem zweiten Weltkrieg erreicht. Wernsdorfer sieht ein erneutes Aufkommen langlebiger Malaria-Endemiegebiete in Europa unwahrscheinlich, da die bekannten in Europa heimischen *Anopheles*-arten nicht überwiegend anthropophil (bevorzugt Menschen stechend) sind (Wernsdorfer 2002). Trotz dieser Prognose gab es zwischen 2009 und 2012 zum Beispiel mehrere Malaria Cluster in Griechenland (Danis et al. 2012) und kürzlich fünf autochthone Infektionen mit *P. falciparum* in Italien (Benelli et al. 2018). Ausbrüche von Malaria in Europa sind allerdings weniger auf Klimaveränderungen zurückzuführen, sondern stehen mit Problemen in Gesundheitssystemen bzw. lokalen Ausbrüchen in Verbindung.

In Österreich spielt die humane Malaria keine Rolle, dafür ist der heimische *Cx. pipiens* Komplex ein kompetenter Vektor von durchaus relevanten Erregern (*Plasmodium* spp.) der Vogel malaria. Von 2017 in Wien gesammelten Stechmückenproben wurden 20 % positiv auf Erreger der aviären Malaria getestet (Schoener et al. 2019a).

Das West Nil Virus (WNV) ist in Österreich unter den VBDs für den Menschen die aktuell größte Bedrohung. Das Virus kann durch mehrere heimische Stechmücken übertragen werden. So sind von den heimischen Arten der *Cx. pipiens* Komplex, *Cq. richiardii* und *Ae. vexans* kompetente Vektoren für WNV (Lebl et al. 2015). Trotz der geringen Prävalenz des Virus in der Bevölkerung konnte der Erreger 2014 in der Blutspende einer in Wien lebenden Person nachgewiesen werden (Kolodziejek et al. 2015). Das Rote Kreuz initiierte 2014 das reguläre Screening aller Blutspenden zwischen 1. Juni und 30. November auf das WNV (Bakonyi et al. 2017).

Der *Cx. pipiens* Komplex und *Ae. vexans* sind außerdem Vektoren des Usutu Virus (USUV) (Lebl et al. 2015), welches ebenfalls bereits in Blutspenden österreichischer Personen nachgewiesen werden konnte (Bakonyi et al. 2017), aber vor allem als Ursache des Massensterbens von Amseln (*Turdus merula*) in Europa bekannt ist (Bosch et al. 2012). Camp et al. haben 2019 die erste Feldinfektion von *Ae. japonicus* mit USUV in Österreich nachgewiesen (Camp et al. 2019).

Auch der Hautwurm *Dirofilaria repens*, ein durch Stechmücken übertragener für Hunde und Menschen pathogener Fadenwurm, wurde in 2013 und 2015 gefangenen heimischen Stechmückenarten (*Ae. vexans*, *An. plumbeus*) bereits in Österreich nachgewiesen. Die Infektion gilt mittlerweile als endemisch in Ostösterreich (Übleis et al. 2018).

Im Zuge einer Arbeit von Kaufmann wurden 2017 gesammelte Stechmücken aus dem Burgenland molekularbiologisch auf Erreger untersucht. Die drei häufigsten Stechmückenarten waren der *Cx. pipiens* Komplex, *Cx. modestus* und *Ae. japonicus*. Es konnten nur sporadisch für Vögel pathogene Trypanosomen und Plasmodien nachgewiesen werden (Kaufmann 2018).

Durch die zunehmende Dichte des Lebensraumes aufgrund fortschreitender Besiedelung neuer Gebiete durch den Menschen ist damit zu rechnen, dass sich immer mehr Stechmückenarten an den urbanen Lebensraum adaptieren werden (Winegard 2020). Zusätzlich schreitet die Klimaerwärmung voran und man erwartet einen weiteren Temperaturanstieg, zunehmende Regenfälle in Nordeuropa, Trockenheit in Südeuropa und extreme Wetterereignisse wie Überschwemmungen in Nord- und Mitteleuropa. Stechmücken reagieren sehr sensibel auf klimatische Gegebenheiten wie Temperatur und Luftfeuchtigkeit und werden die neuen Gegebenheiten erwartungsgemäß zu ihrem Vorteil nutzen können (Lindgren et al. 2010).

Schon 1998 warnte Reiter vor den Folgen, die die Rückkehr primärer Vektoren wie *Ae. aegypti* von wichtigen humanen Erkrankungen wie Dengue- und Gelbfieber in ein modernes Europa haben könnten. Der Autor sieht die Gefahr in den höheren Siedlungsdichten mit gleichzeitig unproportional geringem Risikobewusstsein für VBDs in der Bevölkerung (Reiter 1998).

Die Behörden auf nationaler und internationaler Ebene haben sich dem Problem bereits angenommen. So gibt es beispielsweise von der ECDC, der European Commission for Disease and Control, von 2012 detaillierte Richtlinien zum Monitoring von invasiven Stechmückenarten in Europa an denen sich die einzelnen Staaten orientieren können (ECDC 2012). Neben

einzelnen Projekten auf Länderebene wie dem ‚Mückenatlas‘ in Deutschland (Walther und Kampen 2017) wurde 2020 ein Pilotprojekt gestartet mit dem Ziel Stechmücken europaweit einheitlich zu erfassen und zu überwachen. 26 Länder, darunter auch Österreich nehmen daran teil. Die Bevölkerung kann sich durch Meldung von Stechmücken oder Brutstätten über die App ‚Mosquito Alert‘ an der Datensammlung für das Projekt beteiligen (Bakran-Lebl et al. 2021a). Experten bestimmen Stechmücken anhand eingesendeter Fotos der Mücken und Nutzer haben die Möglichkeit spielerisch Punkte zu sammeln. Die App ist kostenfrei für Android und iOS-Geräte in mehreren Sprachen verfügbar. Weitere Informationen erhält man auf der Projekthomepage (<http://www..mosquitoalert.com>, abgerufen am 3.4.2022).

Fried- und Kirchhöfe nehmen in urbanen Lebensräumen für Flora und Fauna eine zentrale Rolle ein. In einer sich meist stark ändernden Umwelt stellen Friedhöfe weitestgehend gleichbleibende natürliche Reservoirs dar und bieten seltenen Spezies Zuflucht. Sie haben einen hohen Stellenwert im Naturschutz hinsichtlich dem Erhalt von Biodiversität (Barrett und Barrett 2001, Lahl und Zeschmar-Lahl 2014, Löki et al. 2019, Konic et al. 2021). Dies haben zum Beispiel Löki et al. (2019) mit einem Review von 97 Studien aus 5 Kontinenten gezeigt, in denen insgesamt 140 geschützte Taxa in Friedhöfen gefunden und gelistet werden konnten.

Stechmücken sind eine der Gruppen, die besonders von Friedhöfen profitieren. Vor allem Arten, denen kleine künstliche Wasseransammlungen als Brutstätten genügen, zum Beispiel *Ae. albopictus*, *Ae. aegypti* aber auch *Cx. pipiens* s.l. sind sehr oft auf Friedhöfen zu finden (Vezzani 2007). Vier Ressourcen müssen zumindest in einem Lebensraum vorhanden sein, damit er für Stechmücken attraktiv ist. Dies sind (1) Zuckerhaltige Substanzen, (2) Blutquellen, (3) geschützte Ruheplätze, (4) Wasserstellen/Eiablageplätze. Üblicherweise findet man auf Friedhöfen problemlos alle vier Ressourcen. Die vielfach vorhandenen Schnittblumen und Zierpflanzen sind willkommene Kohlenhydratquellen für männliche und weibliche Stechmücken. Besucher und Angestellte tagsüber bis hin zu Obdachlosen nachts dienen neben tierischen Bewohnern als verlässliche Blutquellen. Auch geeignete Ruheplätze sind durch unterschiedliche Bauten auf Friedhöfen ausreichend zu finden. Die Fülle an Mikrohabitaten von Sträuchern bis hin zu Mausoleen bieten Ruheplätze für unterschiedliche Bedürfnisse. Zum Beispiel können Gallerien ein kühler Ruheplatz während extrem heißen Temperaturen im Sommer und Kirchen ein Überwinterungsquartier sein. Das vierte Bedürfnis, nämlich als Eiablageplätze geeignete Wasserstellen, wird durch jede Art an Wasserbehältern wie Blumenvasen aber auch Müll wie leere Kerzenbecher für daran angepasste Stechmückenarten ebenfalls problemlos erfüllt (Vezzani 2007). Man konnte auf Friedhöfen in

Buenos Aires bis zu 2100 künstliche Behälter pro Hektar finden, was die große Dichte an potenziellen Brutstätten für Stechmücken auf Friedhöfen unterstreicht (Vezzani et al. 2001). Insgesamt stellen Friedhöfe durch die besprochenen Charakteristika ideale Stechmückenhabitate dar und können alle Bedürfnisse einer Stechmücke leicht erfüllen.

Die Bedeutung von Friedhöfen als Stechmückenbrutstätten bestätigt auch eine Studie aus Venezuela von Abe et al. (2005). Die Autoren untersuchten künstliche Wasserbehälter auf einem Friedhof in Venezuela während der Regenzeit im Mai auf den Gehalt von Larven und Puppen von *Ae. aegypti*. Aus der mittleren Dichte von *Aedes*-haltigen Wasserstellen berechneten sie die durchschnittliche Anzahl weiblicher *Ae. aegypti* Stechmücken, die der gesamte 3,47 ha große Friedhof täglich hervorbringt. Dies waren durchschnittlich 3000 Weibchen und somit neue potenzielle Denguefieber Vektoren pro Tag (Abe et al. 2005).

Vezzani hat über 30 Studien über Stechmücken auf Friedhöfen aus 16 Ländern zusammengefasst. Die invasiven Arten *Ae. aegypti* und *Ae. albopictus* wurden am häufigsten gefunden. Daneben weitere Arten der Gattungen *Ochlerotatus*, *Culex*, *Toxorhynchites*, *Culiseta*, *Armigeres*, *Lutzia*, *Uranotaenia* und *Tripteroides* (Venezzi 2007).

1.2 Fragestellung

In der Vergangenheit konnten von den fünf primär interessanten invasiven Stechmückenarten (*Ae. aegypti*, *Ae. albopictus*, *Ae. atropalpus*, *Ae. koreicus* und *Ae. japonicus*) bereits Exemplare von *Ae. albopictus*, *Ae. koreicus* und *Ae. japonicus* in Österreich gefunden werden (Schoener et al. 2019b, Fuehrer et al. 2020, Seidel et al. 2020, Bakran-Lebl et al. 2021a, 2021b, 2021c). In Wien wurden 2017 adulte Stechmücken von *Ae. japonicus* (Schoener et al. 2019b) und 2020 das erste Mal *Ae. albopictus* (Bakran-Lebl et al. 2021b) nachgewiesen. *Ae. koreicus* konnte 2018 in Tirol (Fuehrer et al. 2020), 2017 und 2019 in Kärnten (Seidel et al. 2020) und 2020 in der Steiermark (Seidel et al. 2020) nachgewiesen werden.

Friedhöfe bieten für viele Stechmückenarten der Gattung *Aedes*, denen kleinste künstliche Wasserstellen als Eiablageplätze genügen, optimale Bedingungen und sind bekannte Stechmückenbrutstätten (Vezzani 2007) sowie wichtige Gebiete für Stechmücken - Monitoring Projekte (Schaffner et al. 2009, Hohmeister et al. 2021). Am Wiener Zentralfriedhof sind alle Punkte, die ein geeignetes Stechmückenhabitat charakterisieren in einer Vielfalt gegeben. Durch die naturnahen wenig bewirtschafteten Bereiche, den aufgelassenen verwaldeten Friedhofsteilen wie dem alten jüdischen Friedhof, und dem permanenten Gewässer des

Biotops sind darüber hinaus nicht nur die ‚typischen‘ in Gefäßen brütenden Stechmücken zu erwarten, sondern eine größere Stechmücken-Vielfalt.

Die Verbreitung invasiver Stechmückenarten in Österreich wird durch den zunehmenden globalen Personen- und Güterverkehr, etablierte Stechmückenpopulationen potenziell invasiver Stechmückenarten in Nachbarländern und steigende Temperaturen begünstigt. Durch Probensammlung über drei Sommermonate hinweg sollte eine mögliche Invasion, Ausbreitung oder Etablierung neuer Arten aufgezeigt und das Vorkommen bekannter heimischer Arten am Wiener Zentralfriedhof im Jahr 2021 festgehalten werden.

2 Literaturübersicht

2.1 Taxonomie

Stamm: Arthropoda (Gliederfüßer)
Unterstamm: Tracheata (Tracheentiere)
Klasse: Insecta (Insekten)
Ordnung: Diptera (Zweiflügler)
Unterordnung: Nematocera (Mücken)
Familie: Culicidae (Stechmücken)
Unterfamilie: Anophelinae
Culicinae

Abb. 1: Taxonomie der Familie Culicidae (Deplazes et al. 2020)

Stechmücken (Culicidae) sind eine Familie innerhalb der Klasse der Insekten (Insecta). Unter den Insekten lassen sich Mücken den Fluginsekten (Unterklasse Pterygota) zuordnen, die im Gegensatz zu den flügellosen Insekten (Unterklasse Apterygota, Urinsekten), primär geflügelt sind (Mehlhorn 2012). Das vordere Flügelpaar ist bei Stechmücken stark ausgeprägt, während das hintere Flügelpaar zu Schwingkölbchen (Halteren) zurückgebildet ist. Dies charakterisiert die Ordnung Zweiflügler (Diptera) (Hiepe et al. 2006).

Die Unterordnung Mücken (Nematocera) ist durch die mindestens 6 Glieder umfassende Antenne, die bei Männchen buschig behaart ist, gekennzeichnet (Mehlhorn 2012). Sie umfasst vier Familien mit blutsaugenden Weibchen. Neben den Stechmücken (Culicidae) sind dies die Schmetterlingsmücken (Psychodidae), Stechgnitzen (Ceratopogonidae) und Kriebelmücken (Simuliidae) (Hiepe et al. 2006). Jede dieser parasitischen Nematocera-Familien ist in der Lage als Vektor verschiedene Pathogene und Erreger zu verbreiten. Von den Culicidae sind weltweit über 3500 Spezies beschrieben, womit sie zahlenmäßig die größte Mückenfamilie bilden (Hiepe et al. 2006, Wilkerson et al. 2021). Als Alleinstellungsmerkmal unter den Nematocera haben Culicidae einen langen geschuppten Stechrüssel, der immer länger ist als der Thorax (Becker et al. 2010).

Die niedere Klassifizierung der Stechmücken unterliegt seit Jahren wiederkehrenden Veränderungen und wurde schon auf verschiedenste Weisen interpretiert (Becker et al. 2010, Clements 2012, Ferreira de Freitas und Bartholomay 2021, Wilkerson et al. 2021). Anfang des 19. Jahrhunderts wurden traditionelle Klassifizierungen nach morphologischen Merkmalen vorgenommen (Clements 2012). In Folge bekamen modernere Methoden mehr Gewicht und die Klassifikation der Familie Culicidae wurde bereits mehrere Male überarbeitet. Bis dato ist es aufgrund der Fülle unterschiedlicher Analysen und dem ständigen Informationsgewinn

durch neue Methoden schwierig taxonomisch eindeutige Schlussfolgerungen zu treffen (Wilkerson et al. 2021).

Die letzte große Veröffentlichung der traditionellen Klassifikation war der 1977 publizierte Katalog „A catalog of the mosquitoes of the world (Diptera: Culicidae)“ von Knight und Stone. Insgesamt beschrieben die Autoren 3133 Arten und es wurden die Unterfamilien Anophelinae, Culicinae und Toxorhynchitinae definiert (Knight und Stone 1977).

Die Toxorhynchitinae haben den Rang einer Unterfamilie verloren (Harbach und Kitching 1998) und sind heute ein Genus innerhalb der Unterfamilie Culicidae. Die Toxorhynchitinae saugen kein Blut und sind daher auch nicht weiter von medizinischer Relevanz (Belkin 1962).

Die Unterfamilie Culicinae beinhaltete 10 Tribus (Knight und Stone 1977), wobei die Gattung *Aedes* (Meigen 1818) vom Tribus Aedini besonders viele Spezies umfasste und lange als unnatürlich zusammengesetzt aufgefasst wurde (Ferreira de Freitas und Bartholomay 2021). Reinert schlug daher im Jahre 2000 eine Teilung der heterogenen und großen Gattung *Aedes* (Meigen 1818) in die Gattungen *Aedes* und *Ochlerotatus* aufgrund morphologisch eindeutiger Unterschiede vor (Reinert 2000). Dies wurde kontrovers diskutiert, wobei vor allem die fehlende Klarheit bei Recherchen, Veröffentlichungen und im wissenschaftlichen Austausch bemängelt wurde (Savage und Strickman 2004, Clements 2012, Wilkerson et al. 2015, Ferreira de Freitas und Bartholomay 2021). In einem Review über alle taxonomischen Änderungen, die die Untergattung *Ochlerotatus* bereits betroffen haben, halten Ferreira de Freitas und Bartholomay (2021) fest, dass eine Redefinition der Untergattung *Ochlerotatus* auf jeden Fall gerechtfertigt wäre. Außerdem haben die Autoren nach einer umfassenden Suche festgestellt, dass keine originalen Proben in genügend gutem Zustand mehr existieren, um anhand dieser eine Neubeschreibung durchführen zu können (Ferreira de Freitas und Bartholomay 2021).

Es gibt zwei Onlinekataloge, die eine Bemühung darstellen die Taxonomie zeitnah nach dem jeweils aktuellen Wissenstand abzubilden. Die erste Seite ist das ‚Mosquito Taxonomic Inventory‘ (MTI), betrieben von Dr. Ralph Harbach (Harbach 2021). Die zweite Seite ist der ‚Systematic Catalog of Culicidae‘, der 1999 in Betrieb genommen wurde und von der Walter Reed Biosystematics Unit (WRBU) des Walter Reed Army Institute of research (WRAIR) in Maryland, USA, betrieben wird (Gaffigan et al. 2021).

Wilkerson et al. veröffentlichten im Januar 2021 einen umfassenden alleinstehenden taxonomischen Katalog aller bis dato beschriebener Stechmückenspezies (Wilkerson et al.

2021). Dies ist die erste Druckversion seit dem 1977 publizierten oben genannten Katalog von Knight und Stone (Knight und Stone 1977). In dem neu gedruckten Katalog sind 3570 valide Arten und 130 Unterarten dokumentiert (Wilkerson et al. 2021). Die Autoren wollten eine Referenz für weitere Forschung schaffen, weil die bleibende Diskussion um die taxonomischen Beziehungen der Stechmückenarten untereinander den wissenschaftlichen Fortschritt behindert. Neben einer systematischen Liste von Gattung, Untergattung, Art und Unterart führen die Autoren auch die informellen Namen an, in der Hoffnung, dass diese die Diskussionen über die Nomenklatur stabilisieren können (Wilkerson et al. 2021).

Wilkerson et al. betonen die Wichtigkeit einer verlässlichen und sinnvollen Nomenklatur gerade bei Stechmücken, weil es zahlreiche Monitoring Programme gibt, bei denen unterschiedliche Fachrichtungen zusammenarbeiten müssen. Die verlässliche Identifizierung und richtige Benennung ist unerlässlich, um die richtigen Maßnahmen ergreifen und deren Erfolg kontrollieren zu können. Häufige Änderungen der Nomenklatur hemmen den freien Informationsfluss und erschweren die Integration vergangener Arbeiten in laufende Projekte (Wilkerson et al. 2015, 2021). Außerdem wird die Erstellung von Artinventaren anhand von Literaturdaten erschwert (Reinert et al. 2000, Reinert et al. 2004, Savage und Strickman 2004, Wilkerson et al. 2015, Ferreira de Freitas und Bartholomay 2021, Wilkerson et al. 2021).

2.1.1 Österreichisches Stechmücken Inventar im Jahr 2021

Laut der Fauna Europaea sind in Europa in etwa 120 Stechmückenspezies aus der Unterfamilie Anophelinae (Gattung *Anopheles*) und der Unterfamilie Culicinae (Gattungen *Aedes*, *Coquillettidia*, *Culiseta*, *Culex*, *Ochlerotatus*, *Orthopodomyia* und *Uranotaenia*) heimisch (deJong 2014).

Für Österreich wurde 2017 die letzte Ausgabe der Fauna Aquatica Austriaca (FAA) vom Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft veröffentlicht und beschreibt 49 Stechmückenarten mit 50 unterscheidbaren Taxa (Zittra et al. 2017b). Analog zur FAA und im Hinblick auf aktuelle Literatur (Koban et al. 2019, Negri et al. 2021), wird *Ochlerotatus* in der vorliegenden Arbeit nicht als eigene Gattung, sondern als Untergattung der Gattung *Aedes* angeführt. Basierend auf der FAA (Zittra et al. 2017b) und Fuehrer et al. (2020) sind die im Jahr 2021 in Österreich nachgewiesenen Stechmückenarten in Tab. 1 aufgelistet. Von den ursprünglich gebietsfremden Stechmückenarten *Ae. albopictus*, *Ae. japonicus* und *Ae. koreicus* wurden inzwischen mehrmals Vorkommen Österreich

dokumentiert (Schoener et al. 2019b, Fuehrer et al. 2020, Bakran-Lebl et al. 2021a, 2021b). Deshalb werden sie ebenfalls in der Liste angeführt, auch wenn die Etablierung der Arten mit stabilen Populationen in Österreich für *Ae. albopictus* und *Ae. koreicus* erst nachgewiesen werden muss. Bei *Ae. japonicus* geht man inzwischen von stabilen Populationen in Österreich aus, die auch hier überwintern (Fuehrer 2019).

Die Anzahl der Stechmückentaxa in Österreich beläuft sich demnach auf 52.

Tab. 1: Österreichisches Stechmückeninventar 2021. Mit Angabe des Erstautors, nach Untergattungen gelistet. Nach Zittra et al. 2017b, Fuehrer et al. 2020

Unterfamilie Anophelinae

Gattung Anopheles MEIGEN, 1818

<i>Anopheles (Anopheles) algeriensis</i>	THEOBALD, 1903
<i>Anopheles (Anopheles) atroparvus</i>	VAN THIEL, 1927
<i>Anopheles (Anopheles) claviger</i>	(MEIGEN, 1804)
<i>Anopheles (Anopheles) hyrcanus</i>	(PALLAS, 1771)
<i>Anopheles (Anopheles) maculipennis</i>	MEIGEN, 1818
<i>Anopheles (Anopheles) messeae</i>	FALLERONI, 1926
<i>Anopheles (Anopheles) plumbeus</i>	STEPHENS, 1928

Unterfamilie Culicinae

Gattung Aedes MEIGEN, 1818

<i>Aedes (Aedes) cinereus</i>	MEIGEN, 1818
<i>Aedes (Aedes) geminus</i>	PEUS, 1970
<i>Aedes (Aedes) rossicus</i>	DOLBENSKIN, GORICKAY & MITROFANOVA, 1930
<i>Aedes (Aedimorphus) vexans</i>	(MEIGEN, 1830)
<i>Aedes (Finlaya) geniculatus</i>	(OLIVIER, 1791)
<i>Aedes (Hulecoeteomyia) japonicus</i>	(THEOBALD, 1901)
<i>Aedes (Hulecoeteomyia) koreicus</i>	(EDWARDS, 1917)
<i>Aedes (Ochlerotatus) annulipes</i>	(MEIGEN, 1830)
<i>Aedes (Ochlerotatus) cantans</i>	(MEIGEN, 1818)
<i>Aedes (Ochlerotatus) caspius</i>	(PALLAS, 1771)
<i>Aedes (Ochlerotatus) cataphylla</i>	DYAR, 1916
<i>Aedes (Ochlerotatus) communis</i>	(DE GEER, 1776)
<i>Aedes (Ochlerotatus) cyprius</i>	LUDLUW, 1919
<i>Aedes (Ochlerotatus) detritus</i>	(HALIDAY, 1833)
<i>Aedes (Ochlerotatus) dianiaus</i>	(HOWARD, DYAR & KNAB, 1912)
<i>Aedes (Ochlerotatus) dorsalis</i>	(MEIGEN, 1830)
<i>Aedes (Ochlerotatus) excrucians</i>	(WALKER, 1856)
<i>Aedes (Ochlerotatus) flavescens</i>	(MÜLLER, 1764)
<i>Aedes (Ochlerotatus) hungaricus</i>	MILHALYI, 1955
<i>Aedes (Ochlerotatus) intrudens</i>	DYAR, 1919
<i>Aedes (Ochlerotatus) leucomelas</i>	(MEIGEN, 1804)
<i>Aedes (Ochlerotatus) nigrinus</i>	(ECKSTEIN, 1918)
<i>Aedes (Ochlerotatus) pullatus</i>	(COQUILLET, 1904)

<i>Aedes (Ochlerotatus) punctator</i>	(KIRBY, 1873)
<i>Aedes (Ochlerotatus) riparius</i>	DYAR & KNAB, 1907
<i>Aedes (Ochlerotatus) rusticus</i>	(ROSSI, 1790)
<i>Aedes (Ochlerotatus) sticticus</i>	(MEIGEN, 1838)
<i>Aedes (Stegomyia) albopictus</i>	(SKUSE, 1894)

Gattung Coquillettidia DYAR, 1905

<i>Coquillettidia (Coquillettidia) richiardii</i>	(FICALBI, 1889)
---	-----------------

Gattung Culex LINNAEUS, 1758

<i>Culex (Barraudius) modestus</i>	FICALBI, 1889
<i>Culex (Culex) pipiens f. molestus</i>	LINNAEUS, 1758
<i>Culex (Culex) pipiens f. pipiens</i>	LINNAEUS, 1758
<i>Culex (Culex) torrentium</i>	MARTINI, 1925
<i>Culex (Neoculex) hortensis</i>	FICALBI, 1889
<i>Culex (Neoculex) martinii</i>	MEDSCHID, 1930
<i>Culex (Neoculex) territans</i>	WALKER, 1856

Gattung Culiseta FELT, 1904

<i>Culiseta (Allotheobaldia) longiareolata</i>	(MACQUART, 1838)
<i>Culiseta (Culicella) morsitans</i>	(THEOBALD, 1901)
<i>Culiseta (Culiseta) alaskaensis</i>	(LUDLOW, 1906)
<i>Culiseta (Culiseta) annulata</i>	(SCHRANK, 1776)
<i>Culiseta (Culiseta) glaphyoptera</i>	(SCHINER, 1864)
<i>Culiseta (Culiseta) ochroptera</i>	(PEUS, 1935)
<i>Culiseta (Culiseta) subochrea</i>	(EDWARDS, 1921)

Gattung Orthopodomyia THEOBALD, 1904

<i>Orthopodomyia pulcralpis</i>	(RONDANI, 1872)
---------------------------------	-----------------

Gattung Uranotaenia LYNCH & ARRIBALZAGA, 1891

<i>Uranotaenia (Pseudoficalbia) unguiculata</i>	EDWARDS, 1913
---	---------------

Culex (Culex) pipiens f. molestus und *Culex (Culex) pipiens f. pipiens* stellen zwei unterschiedliche Ökoformen des *Culex pipiens* Artkomplexes dar. Beide Formen sind in Österreich heimisch (Zittra et al. 2016). Sie sind morphologisch kaum zu unterscheiden (Becker et al. 2010). Dennoch zeigen sie ein komplett unterschiedliches Verhalten und Ökophysiologie. *Culex pipiens f. molestus* ist anthropophil (bevorzugt Menschen als Wirt) und daher von einer anderen epidemiologischen Wichtigkeit als die ornithophile (bevorzugt Vögel als Wirt) Art *Cx. pipiens f. pipiens* (Becker et al. 2012). Besonders relevant könnten Hybride aus beiden Formen werden, wenn sie die Wirtsspezifität beider Formen vereinen und somit als Brückenvektoren zwischen Menschen und Vögeln dienen (Osório et al. 2014, Zittra et al. 2016). Hybride wurden in Österreich bereits nachgewiesen. Um das Gefahrenpotenzial als

Brückenvektor einschätzen zu können ist weitere Forschung über das Verhalten der Hybride gegenüber potenziellen Wirten nötig (Zittra et al. 2016).

2.2 Morphologie

Mücken gehören zu den holometabolen Insekten und durchlaufen nach dem Schlupf aus Eiern während ihrer Entwicklung drei morphologisch komplett unterschiedliche Stadien (Larve – Puppe – Adulte). Diese völlige Umstrukturierung wird Metamorphose genannt (Mehlhorn 2012). Im Folgenden wird die äußere Gestalt aller Stadien die eine Stechmücke im Laufe ihres Lebens durchläuft beschrieben. Kapitel 2.3 behandelt den Lebenszyklus und die Biologie von Stechmücken.

Adulte (Imago)

Stechmücken besitzen als Insekten einen segmentierten Körper, der in Kopf (Caput), Brust (Thorax) und Rumpf (Abdomen) gliedert ist (siehe Abb. 2). Weiter haben sie wie alle Insekten sechs gegliederte Beine, woher sich die alternative Bezeichnung Hexapoda (griech. Sechsfüßer) für Insekten und die Zugehörigkeit zum Stamm der Gliederfüßer ableitet (Mehlhorn 2012). Der gesamte Körper von Mücken ist, ungewöhnlich für Diptera, recht dicht mit Schuppen und Borsten bestückt, wobei die genaue Ausprägung Gattungs-abhängig ist. Durch die Schuppen ergeben sich unterschiedliche farbliche Erscheinungen. Diese können sich je nach Licht und Lagerungsbedingungen des Präparats auch verändern (Becker et al. 2010).

Kopf (Caput)

Am Kopf, den eine Kopfkapsel aus mehreren Skleriten schützt, sitzen Facettaugen und Kopfanhänge. Die Kopfanhänge bestehen aus paarigen Antennen, paarigen Maxillarpalpen und einem Stech-/Saugrüssel. Grundsätzlich sind bei allen Culicidae alle Kopfanhänge vorhanden, allerdings je nach Geschlecht und Unterfamilie verschieden ausgeprägt (Becker et al. 2010, Krenn und Aspöck 2010).

Antennen sind kürzer als der Stechrüssel mit Ausnahme einzelner Gattungen. Bei männlichen Stechmücken sind die Antennen gewöhnlich dichter behaart als bei Weiblichen. Dies kann als morphologisches Unterscheidungsmerkmal der beiden Geschlechter herangezogen werden, siehe Abb. 3. In der Antenne sitzt auch Johnston's Organ, ein hoch entwickelter Mechano- und Schallrezeptor (Becker et al. 2010).

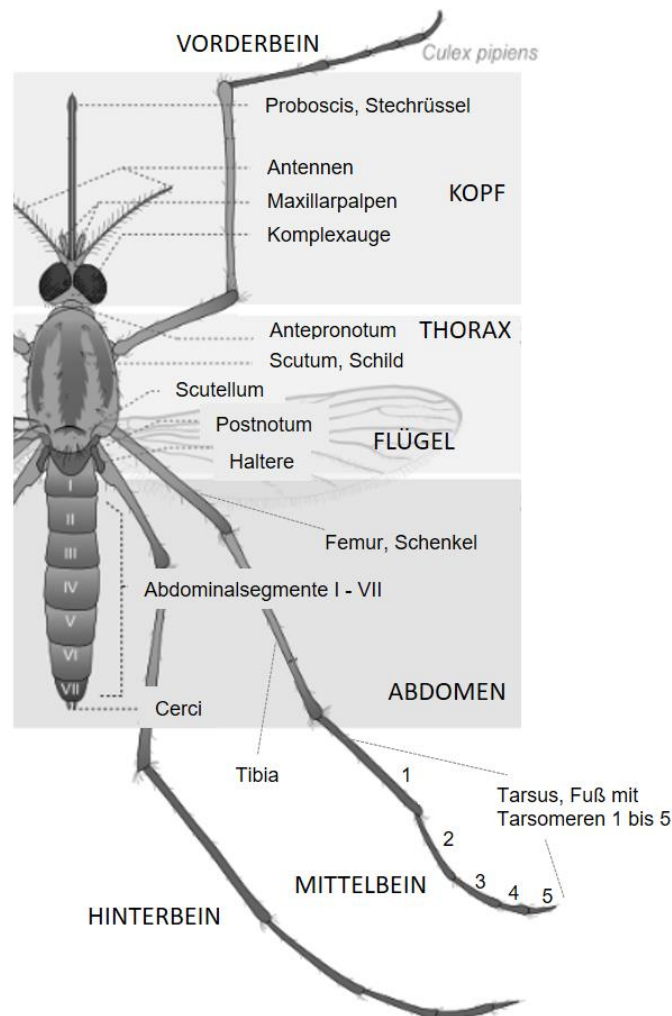


Abb. 2: Morphologie einer Adulten Stechmücke, mod. nach LadyofHats, Public domain, via Wikimedia Commons

Die Maxillarpalpen entspringen beidseits an der Basis der Maxillen und sind je nach Gattung und Geschlecht entweder kaum oder deutlich ausgebildet (Krenn und Aspöck 2010). Bis auf wenige Ausnahmen (wie beispielsweise *Bironella* und *Uranotaenia*) sind die Maxillarpalpen bei Stechmücken der Gattung *Anopheles* beider Geschlechter, sowie bei Männchen fast aller anderen Gattungen mindestens so lange wie der Stechrüssel. Weibliche Stechmücken der Unterfamilie Culicinae haben Großteils einen mehr als doppelt so langen Stechrüssel im

Vergleich zu den Maxillarpalpen, weil deren basales Segment häufig atrophiert ist (Becker et al. 2010). In Abb. 3 sind Stechmücken beiderlei Geschlechts der Gattungen *Anopheles*, *Aedes* und *Culex* vergleichend abgebildet um die Relation der Kopfanhänge zu verdeutlichen.

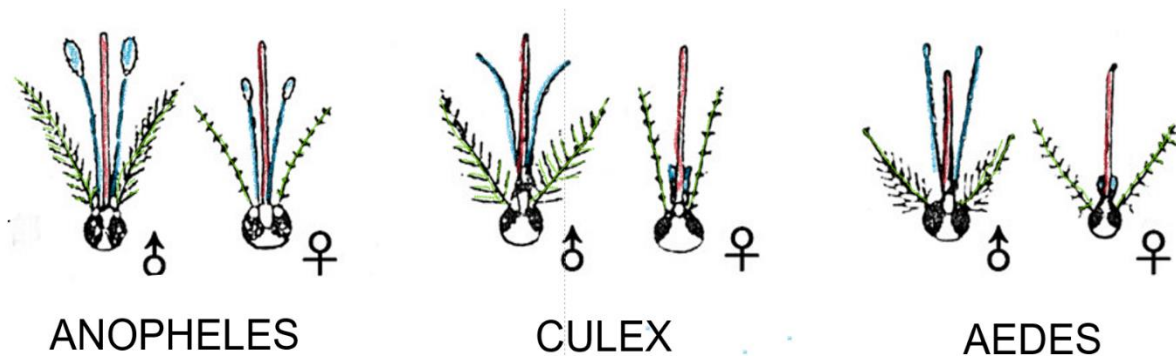


Abb. 3: Vergleich der Kopfanhänge *Anopheles*, *Aedes* und *Culex* beiderlei Geschlechts. Antennen (grün), Maxillarpalpen (blau), Stechrüssel (rot) mod. nach https://www.researchgate.net/post/How_to_identify_Culex_Anopheles_and_Aedes_mosquitoes_and_their_larvae

Der Stechrüssel (Proboscis) ist das spezialisierte Mundwerkzeug von Stechmücken. Ausgangspunkt der Entwicklung waren tupfend-saugende Rüssel, mit denen alle geeigneten offen zugänglichen Flüssigkeiten als Nahrungsquelle dienen konnten. Daraus entwickelte sich ein stechend-saugendes Werkzeug, welches die Blutgewinnung aus Wirbeltieren durch das gezielte Anstechen von Blutkapillaren erlaubt. Charakteristisch für einen Stechrüssel sind folgende Elemente: Anstech- und Verankerungsorgan, Rüsselscheide (Labium), Nahrungsrohr und Speichelrohr. Bei Saugakt wird das Labium zurückgeklappt und penetriert die Haut nicht. An der Spitze trägt es Labialpalpen, welche zu polsterförmigen Labella umgewandelt sind. Man vermutet, dass die Labella beim Auffinden geeigneter Hautstellen beteiligt sind. Im Ruhezustand umgibt die Rüsselscheide sechs lange dünnen Stechborsten. Diese sind: das Labrum, die paarigen Mandibeln, die paarigen Lacinien der Maxillen und der Hypopharynx. Das Nahrungsrohr wird hauptsächlich vom Labrum gebildet. Der Hypopharynx, eine unpaare stark verlängerte Stechborste, wird vom Speichelrohr durchzogen. Die Lacinien der Maxillen sind apikal gezackt und stellen neben den Mandibeln die wesentlichsten Stechorgane dar. Durch die Laciniazähne ist eine Verankerung des Stechrüssels in der Haut möglich. Diese Zusammenhänge sind in Abb. 4 schematisch dargestellt (Becker et al. 2010, Krenn und Aspöck 2010).

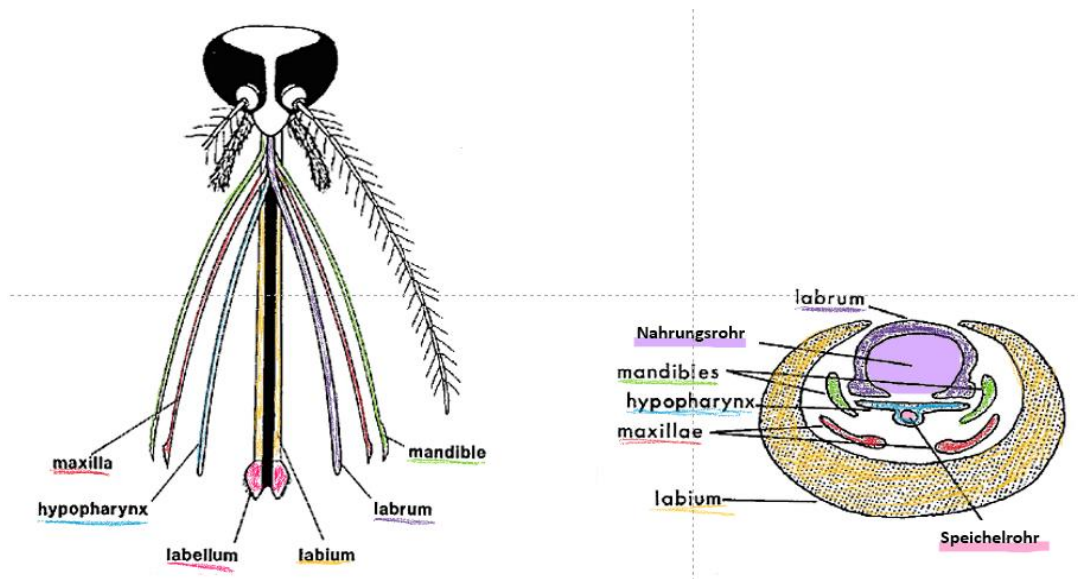


Abb. 4: Stechrüssel (Proboscis) von Stechmücken im Detail, mod. nach Baranitharan et al. 2018

Bei den nicht parasitischen Arten *Tochorhynites* spp. und *Malaya* spp. sind bei beiden Geschlechtern keine mandibulären und maxillaren Stechborsten vorhanden und sie haben ein steifes Labium, welches sich nicht zurückklappen lässt. Auch bei den rein blütensuchenden Männchen aller anderen Arten sind die stechenden Anteile der Mundwerkzeuge reduziert oder fehlen sogar. Nektar und ähnliche Säfte werden durch das Nahrungsrohr aufgenommen (Becker et al. 2010).

Brust (Thorax)

Der Thorax (siehe Abb. 2) weist drei Thorakalsegmente (Pro-, Meso- und Metathorax) auf. Aus jedem Thorakalsegment entspringt ein gegliedertes Beinpaar, aus dem Mesothorax zusätzlich das vordere Flügelpaar und aus dem Metathorax die zu Halteren reduzierten hinteren Flügel. Der Mesothorax ist wie bei allen Diptera mit einem prominenten vorderen Flügelpaar das am besten ausgebildetste Segment. Die vier Seiten eines Segmentes kann man mit Tergum oder Notum (dorsal), Sternum (ventral) und Pleura (seitlich) ansprechen. Die prominentesten Strukturen am Rücken einer Stechmücke sind Scutum und Scutellum des Mesonotums. Die Ausprägung der Schuppen am Scutum sowie die Form des hinteren Randes des Scutellums (Abb. 5) variieren zwischen den Unterfamilien (rundes Scutellum bei Anophelinae, dreigelapptes Scutellum bei Culicinae) und werden für die morphologische Artbestimmung zu

Hilfe genommen. Seitlich, an den Pleurae des Mesothorax befindet sich jeweils ein Atemloch (Spiraculum). Die präspiraculären Borsten sind ein weiteres wichtiges taxonomisches Charakteristikum. Unter den europäischen Arten sind diese bei *Culiseta* ausgebildet (Becker et al. 2010).

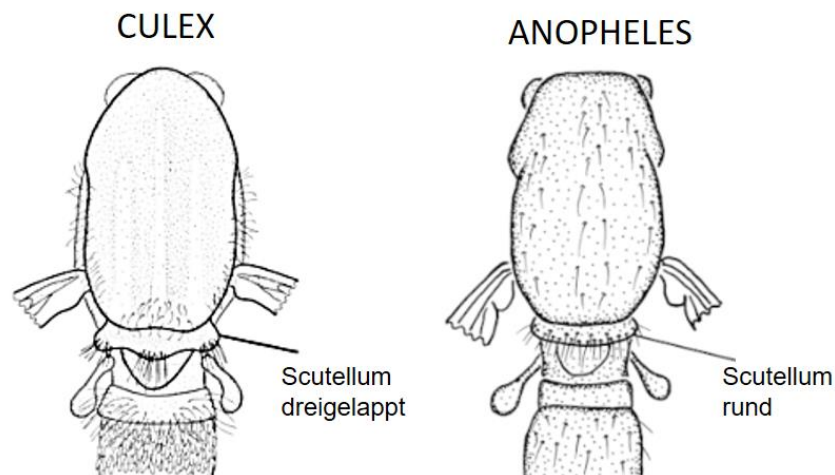


Abb. 5: Form des Scutellums bei Culicinae und Anophelinae. Acarologiste, CC BY-SA 4.0
 <<https://creativecommons.org/licenses/by-sa/4.0>>, via Wikimedia Commons

Flügel und Gliedmaßen

Mitglieder der Ordnung Zweiflügler verwenden die mesothorakalen Flügel zum Fliegen. Diese sind gut ausgebildet und haben ihren Ursprung im Mesothorax. Es verlaufen mehrere Blutgefäße durch die Flügel. Die wichtigsten sind die Kostal-, Subkostal-, Radius-, mittlere, Ellbogen- und Analvene. Dazu kommen mehrere kürzere Kreuzvenen, welche die genannten Hauptgefäße verbinden. Die Anordnung der Gefäße ist teilweise ebenfalls Gattungs- bzw. Artspezifisch und kann zur morphologischen Identifizierung herangezogen werden. Zum Beispiel sind der Verlauf der Analvene der Gattung *Uranotaenia* und die breiten Schuppen an den Flügeln der Gattung *Coquillettia* im Vergleich zu anderen Gattungen der Culicinae charakteristisch. Während die Hauptgefäße gewöhnlich immer mit Schuppen besetzt sind, sind die Kreuzvenen nur bei *Anopheles* spp. und *Culiseta* spp. beschuppt. Bei männlichen Stechmücken sind die Schuppen an den Flügeln allgemein weniger dicht und lassen sich leichter abstreifen (Becker et al. 2010, Mehlhorn 2012).

Die reduzierten hinteren Flügel entspringen dem Metathorax und werden Halteren genannt. Diese Schwingkölbchen sind funktionell gesehen kleine vibrierende Organe (Gyroskope), welche das Gleichgewicht während dem Fliegen kontrollieren und der Lagebestimmung im Raum dienen (Becker et al. 2010, Mehlhorn 2012).

Stechmücken haben drei Beinpaare (siehe Abb. 2): die Vorderbeine, die Mittelbeine und die Hinterbeine. Jedes Bein hat sechs Segmente, Coxa (Hüfte), Trochanter (Schenkelring), Femur (Oberschenkel), Tibia (Unterschenkel), Tarsus (Fuß) und Pretarsus. Der Tarsus ist wiederum in fünf Tarsomere aufgeteilt (Tarsomer I bis V). Diese haben keine intrinsischen Muskeln und sind membranös miteinander verbunden. Das distale Tarsomer V trägt den Pretarsus, welcher aus zwei Krallen besteht. Wenn Haftlappen (Pulvilli) ausgebildet sind befinden sich diese jeweils unter den Krallen und können wichtig sein für die Gattungsbestimmung (Abb. 6). Bei Männchen sind die äußeren Krallen der Vorder- und Mittelbeine modifiziert, um Weibchen festhalten zu können und daher größer als die inneren Krallen. An Coxa bis Tarsus sind gewöhnlich Schuppen ausgebildet (Becker et al. 2010).

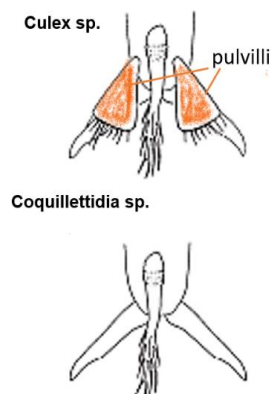


Abb. 6: Haftlappen (Pulvilli) als Unterscheidungsmerkmal von *Culex* spp. und *Coquillettidia* spp., mod. nach Becker et al. 2010

Rumpf (Abdomen)

Auch das Abdomen ist bei Insekten weiter segmentiert. Grundsätzlich sind 11 Segmente angelegt, besonders die letzten Abdominalsegmente sind häufig zu Eiablageapparat und Kopulationsorgan modifiziert. Das Kopulationsorgan der Männchen besteht aus dem gut ausgebildeten Segment IX und wird Hypopygium genannt. Die postgenitalen Segmente X und XI sind reduziert und teilweise fusioniert zum sogenannten Proctiger (Analsegment). Dieses Analsegment trägt den Anus und ist in das Hypopygium geschoben. Die detaillierte

Ausführung des männlichen Geschlechtorgans unterscheidet sich zwischen Gattungen und Arten oft deutlich, so dass es von großem taxonomischen Wert ist. Bei Weibchen ist das genitale Segment VIII gut entwickelt. Das darauffolgende Segment IX trägt den Rest der postgenitalen Segmente, das Proctiger und das Cerci, welches funktionell der Eiablage dient und einen echten angehängten Eiablageapparat ersetzt. Das Cerci ist bei den meisten Spezies der Gattungen *Aedes* und *Psorophora* lang und daher einfach zu sehen (siehe Abb. 2). Hingegen sind die Cerci von anderen Gattungen eher kurz und unscheinbar (Becker et al. 2010).

Eier

Morphologisch lassen sich einzelne Eier von *Anopheles* spp, *Culex* spp. und *Aedes* spp. nicht bis aufs Artniveau unterscheiden, weshalb molekularbiologische Methoden nötig sind. Ein besseres erstes Unterscheidungsmerkmal ist die Art der Eiablage und die Wahl des Eiablageortes, die sich zwischen den Gattungen doch deutlich unterscheiden, siehe Kapitel 2.3. *Culex* spp. legt seine Eier zusammengeklebt zu Schiffchen auf Wasseroberflächen ab. *Aedes* spp. und *Anopheles* spp. setzen einzelne Eier in Wassernähe ab. Eier von *Anopheles* spp. haben luftgefüllte Schwimmkammern und formieren sich auf Wasseroberflächen häufig zu Sternmustern (siehe Abb. 7) (Becker et al. 2010).

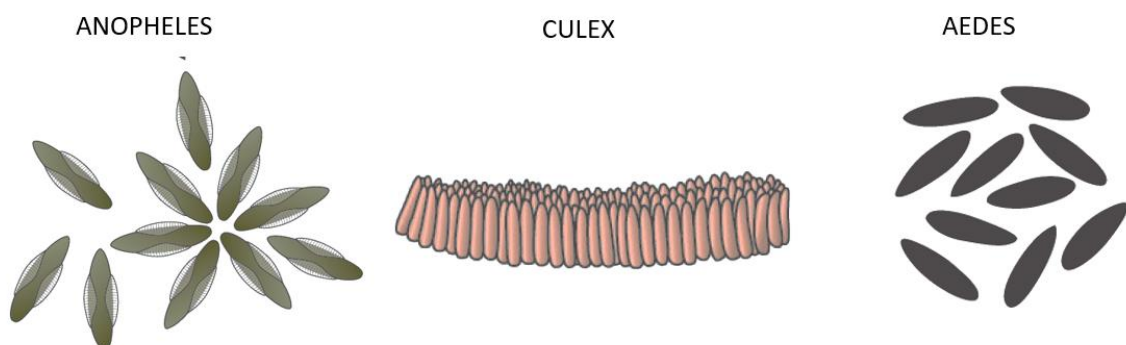


Abb. 7: Stechmückeneier von *Anopheles* spp, *Culex* spp. und *Aedes* spp., mod. nach

<https://www.cdc.gov/mosquitoes/about/life-cycles/index.html>

Larven

Stechmückenlarven haben wie die Imagines einen dreigeteilten Körper, der aus einer sklerotisierten Kopfkapsel, dem abgeflachten Thorax und dem Abdomen besteht (siehe Abb. 8). Sie durchlaufen in ihrer Entwicklung vier Stadien von L1 zu L4 und in dieser Zeit verändern sich auch mehrere diagnostische Charakteristika. Daher wird zur Bestimmung einzelner Arten bevorzugt L4 herangezogen. Der Durchmesser der sklerotisierten Kopfkapsel stellt ein recht zuverlässiges Indiz für das jeweilige Larvalstadium dar, während der Durchmesser des Thorax je nach Nahrungsangebot variieren kann. Kurz vor Verpuppung ist der Thorax der L4 deutlich breiter als die anderen beiden Segmente (Hiepe et al. 2006; Becker et al. 2010).

Bei den meisten Culicinae Arten ist der Kopf der Larven signifikant breiter als lang, während er bei Anophelinae länger als breit ist. Ein wichtiges Merkmal sind die 222 Paare an Borsten, welche am gesamten Körper verteilt und typisch ausgeprägt sowie angeordnet sind. Die Borsten dienen auch der Fortbewegung und Nahrungsaufnahme. Die Gattungen *Anopheles*, *Bironella* und *Chagasia* weisen spezielle Borsten auf, sogenannte Palmate Setae. Diese unterstützen die Larven bei deren typischer Haltung dicht unter und parallel zur Wasseroberfläche (Hiepe et al. 2006; Becker et al. 2010).

Am vorletzten Abdominalsegment befindet sich bei Culicinae dorsal ein langes und dünnes (*Culex* spp.) oder kurzes und dickes (*Aedes* spp.) Atemrohr (Siphon). Anophelinae haben kein Atemrohr, sondern weisen am Hinterende paarige Atemöffnungen, sogenannte Spiracula, auf (Mehlhorn und Piekarski 2002, Hiepe et al. 2006).

Puppen

Stechmückenpuppen (Abb. 8) bestehen morphologisch gesehen aus einem größeren vorderen kugelförmigen Teil (Cephalothorax) und einem schmalen gegliederten Abdomen, welches unter den Cephalothorax geklappt wird (Hiepe et al. 2006). Die Atemrohre gehen vom Scutum weg und sind bei Culicinae gewöhnlich lang und zylindrisch. Ausnahmen bilden *Coquilletidia* spp. und *Mansonia* spp. Bei diesen verjüngen sich die Atemrohre nach apikal und haben einen sklerotisierten Haken, welcher zum Anstechen von Wasserpflanzen dient. Die Puppen der Anophelinae haben kürzere breitere Atemrohre, die klappenartig erscheinen (Becker et al. 2010). Puppen erscheinen anfangs hell, nach einem Tag beginnt die Pigmentsynthese der Imago durchzuscheinen und die Puppe verfärbt sich zunehmend dunkel (Hiepe et al. 2006).

Unter Laborbedingungen lassen sich Larven in gut belüftetem Wasser und mit einem Überangebot an Futter bis zur Verpuppung züchten. Unter solchen Bedingungen wären die Puppen von weiblichen Stechmücken deutlich größer - mit einem beinahe Cephalothorax-breitem Abdomen - als die der Männlichen (Becker et al. 2010).



Abb. 8: Stechmückenlarven von *Culex* spp. und *Anopheles* spp.; Puppe von *Culex* spp., mod. nach Acarologiste, CC BY-SA 4.0 <https://creativecommons.org/licenses/by-sa/4.0> und Internet Archive Book Images, No restrictions, via Wikimedia Commons

2.3 Biologie und Lebensweise

Die zentralen Punkte im Leben einer weiblichen Stechmücke nach dem Schlupf sind die Paarung, die Wirtssuche, die Blutmahlzeit und die Eiablage in geeigneten Lebensräumen um das Fortbestehen ihrer Art zu sichern. Die Temperaturen in gemäßigten Breiten sind ausschlaggebend für die Anzahl der Generationen pro Jahr und die Überwinterung der Stechmücken. Kenntnis der Vorlieben und Strategien einzelner Arten in diesen Punkten ist essentiell für erfolgreiche Stechmückenprojekte und Bekämpfungsmaßnahmen. Im Folgenden werden diese Stationen im Leben einer Stechmücke daher einzeln abgehandelt. Männliche Stechmücken nehmen kein Blut zu sich und sind deshalb von untergeordneter Relevanz im Hinblick auf die menschliche Gesundheit.

Larvalentwicklung und Puppenstadium

Larven schlüpfen temperaturabhängig 12 Stunden bis zu 2 Tagen nach Eiablage aus den Eiern. Bei unpassenden klimatischen Bedingungen kann nach zweitägiger Embryonalentwicklung auch eine Diapause innerhalb der Eihülle für Wochen bis Jahre folgen.

Es werden vier Larvenstadien mit jeweils einer Häutung als Übergang zum nächsten Entwicklungsschritt durchlaufen. Insgesamt dauert die Entwicklung von L1 zu L4 10 bis 14 Tage (Mehlhorn und Piekarski 2002, Hiepe et al. 2006). Die genaue Entwicklungszeit ist abhängig von Temperatur, Nahrungsdichte, Populationsdichte, Artzugehörigkeit und geografischer Lage (Hiepe et al. 2006). Larven sind mithilfe der Art-typisch ausgeprägten Borsten beweglich. Die meiste Zeit verbringen sie an der Wasseroberfläche und ziehen durch den Siphon (Culicinae) oder die Spiracula (Anophelinae) welche im Bereich des hinteren Abdomens ausgeprägt sind Luft von der Gewässeroberfläche ins Tracheensystem. Die Ausprägung als Siphon oder Spiraculum ist der Grund für die unterschiedliche Haltung der Larven von Anophelinae (parallel) und Culicinae (‚hängend‘) im Verhältnis zur Wasseroberfläche (Mehlhorn und Piekarski 2002, Hiepe et al. 2006, Becker et al. 2010). Bei Bedrohung, wie einem plötzlichen Schatten am Wasser können sie aktiv abtauchen. Die Luft, die dann noch im Tracheensystem ist, reicht für mehrere Minuten bis zum nächsten Auftauchen (Hiepe et al. 2006).

Larven der Gattung *Coquillettidia* nehmen hier eine Sonderstellung ein. Deren Atemrohr ist zu einem Werkzeug modifiziert, mit dem sie Wasserpflanzen anstechen und Luft aus den Reservoirs der Pflanzen gewinnen können. Sie sind demnach im Unterschied zu den übrigen Stechmückenlarven fast nie an der Wasseroberfläche anzutreffen und werden auch ‚Wassergrundstechmücken‘ genannt. Dies sollte bei Routine Monitoring Projekten mit Larvenprobung beachtet werden. (Mohrig 1969).

Larven ernähren sich von Partikeln aus Mikroorganismen, Algen, Einzellern, wirbellosen Tieren und Detritus bis zu einer Größe von maximal 50 µm, abhängig vom Larvenstadium (Mehlhorn und Piekarski 2002, Hiepe et al. 2006, Becker et al. 2010). Anophelinae Larven nehmen als ‚Weidegänger‘ hauptsächlich Partikel auf, die an der Wasseroberfläche treiben. Dafür drehen sie ihren Kopf um 180°. Culicinae Larven dagegen filtern Planktonnahrung eher im freien Wasser oder knabbern feste Substrate am Gewässergrund an (Hiepe et al. 2006). Das Nahrungsangebot im Larvenstadium definiert die spätere Größe der Adulten. Kurz bevor sich die L4 verpuppt, ist deren Thorax gewöhnlich breiter als der Kopf (Becker et al. 2010).

Das Puppenstadium dauert 2 bis 3 Tage, selten bis zu einer Woche (Hiepe et al. 2006). In dieser Zeit wird keine Nahrung mehr aufgenommen. Die Puppe ist frei beweglich wobei das Abdomen dem Antrieb beim Schwimmen dient. Sie atmet wie die Larven Sauerstoff von der Wasseroberfläche mit Atemöffnungen die in direktem Kontakt zur Luft (Mehlhorn und Piekarski

2002, Hiepe et al. 2006). In Abb. 9 sind die genannten Entwicklungsschritte mit Zeitangaben dargestellt.

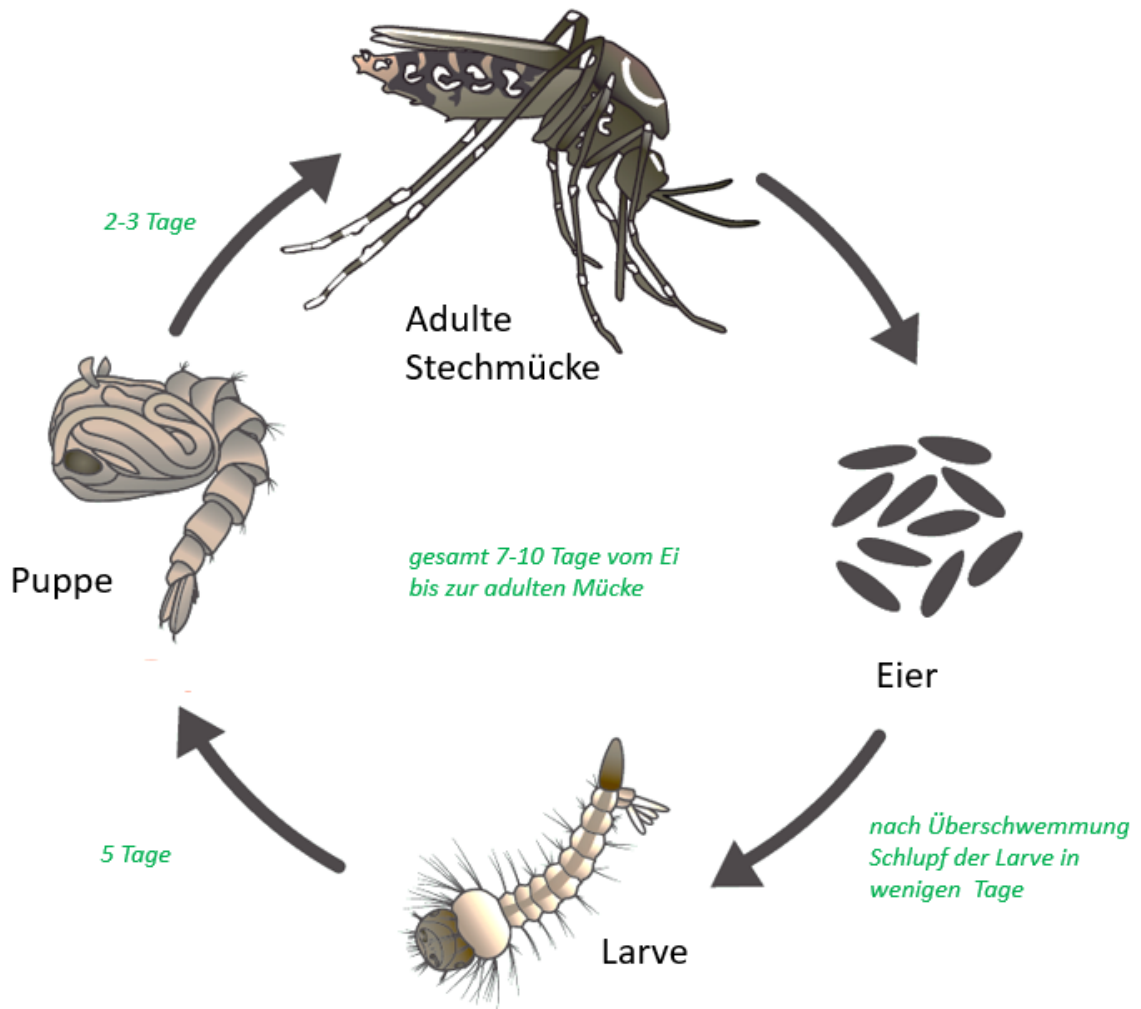


Abb. 9: Entwicklungszyklus eine Stechmücke der Gattung *Aedes* mit Zeitangaben, mod. nach

<https://www.cdc.gov/mosquitoes/about/life-cycles/aedes.html>

Schlupf und Ernährung der Adulten

Die adulte Stechmücke (Imago) schlüpft in etwa 2-3 Wochen nach Eiablage durch einen dorsalen Schlitz aus der Puppenhaut (Mehlhorn und Piekarski 2002). Bei vielen Arten wird der Zeitpunkt des Schlupfes durch einen zirkadianen Schrittmacher reguliert, sodass der Schlupf zu einer bestimmten Tageszeit erfolgt (Klowden 1996). Der Schlupf an sich dauert nur wenige Minuten. Genauso rasch ist die Imago flugfähig um vom Wasser zur nächstgelegenen

Vegetation zu kommen. Dort beginnt eine Reifezeit von Stunden bis zu Tagen bis das endgültige Flugpotenzial erreicht ist (Hiepe et al. 2006).

Die beim Schlupf noch vorhandenen Reservestoffe aus der Larvalperiode ermöglichen diesen ersten Flug und sichern das Überleben für wenige Tage (abhängig vom Nahrungsangebot während der Larvenzeit). Kohlenhydrate in Form von Nektar, Honigtau, Fruchtsäften und Ähnlichem stellen die wichtigsten Energiequellen dar. Bei der Aufnahme von Kohlenhydraten synthetisieren männliche Stechmücken Glykogen, während bei weiblichen Stechmücken hormonell gesteuert die Glykogensynthese zugunsten der Lipidsynthese unterdrückt wird. Bei Weibchen findet eine effiziente Synthese von Lipiden statt, welche hauptsächlich der Dotterbildung während der späteren Eireifungsphase dienen. Grundsätzlich füllen Weibchen ihren Kropf, wenn sie auf einem Suchflug eine Zuckerquelle finden, und verlängern damit ihre Lebensdauer um bis zu 3 Monate (Hiepe et al. 2006).

Männliche Stechmücken ernähren sich zeitlebens nur von Pflanzensäften, Stechwerkzeuge sind bei ihnen stark reduziert. Bei Stechmücken der Gattung *Toxorhynchites* fehlen die Stechborsten bei beiden Geschlechtern und es werden nur Pflanzensäfte aufgenommen (Krenn und Aspöck 2010).

Zuckersuchendes Verhalten, welches auch Stechmücken beiderlei Geschlechts an den Tag legen, wird durch Blumenduft initiiert und unterliegt dem zirkadianen Rhythmus von allgemeinen Aktivitätsmustern (Klowden 1996).

Paarung

Das Paarungsverhalten ist artspezifisch. Bei den meisten Arten veranstalten die Männchen Schwarmtänze um die Weibchen akustisch anzulocken. Die Tänze können in unterschiedlicher Höhe (Bodennah bis zu viele Meter über der Vegetation) und Dichte (teilweise gar nicht wahrnehmbar) stattfinden. Der Flugton beider Geschlechter ist artspezifisch und dient der gegenseitigen Erkennung. Er ist bei Weibchen tiefer als bei Männchen. Die Paarung an sich erfolgt meistens im Flug, es gibt aber auch Paare, die den Schwarm verlassen und die Kopulation abseits in der Vegetation beenden. Männchen übertragen bei Begattung neben dem Sperma auch das Matron. Dieses Sekret inhibiert weitere Kopulationen in den Weibchen und stimuliert die Eiablage. Daher bleibt die erste Kopulation vielfach die einzige. Die aufgenommene Spermamenge reicht für mehrere Eiablagen im Laufe einer Lebensspanne. Die Eier selbst werden bei der Eiablage befruchtet.

Eine Besonderheit bildet das Paarungsverhalten von *Ae. aegypti*. Hier suchen die Männchen zusammen mit den Weibchen den Blutwirt auf, um sich direkt am Wirt zu paaren. Die Fruchtbarkeit der Weibchen ist von mehreren Faktoren abhängig. Neben der Körpergröße, dem Alter, der Spezies und der Blutmenge ist auch die Art des Wirtes (Primat vs Nager) von Bedeutung (Hiepe et al. 2006).

Stechmückenarten können monozyklisch oder polyzyklisch sein und dementsprechend eine oder mehrere Generationen pro Jahr hervorbringen. Unter den in Österreich vorkommenden Stechmücken sind unter anderem *An. plumbeus*, *Ae. detritus*, *Ae. albopictus*, *Ae. japonicus*, *Cq. richiardii* und *Cx. pipiens* f. *pipiens* polyzyklisch (Andreadis et al. 2001, Becker et al. 2010).

Wenn das Klima es erlaubt, erfolgt die Reproduktion ganzjährig (zum Beispiel in den Tropen), wobei Trockenzeiten oder Regenfälle saisonale Schwankungen verursachen (Hiepe et al. 2006). In gemäßigten Breiten wie in Österreich sind die Sommermonate die dominanten Fortpflanzungsmonate und die Arten brauchen Überwinterungsstrategien.

Wirtssuche

Die ersten 24 bis 72 Stunden nach dem Schlupf verzichten die Weibchen auf Wirtssuche. Dies wird auf die noch fehlende Empfindlichkeit der Rezeptoren auf der Antenne zurückgeführt. Bei *Culex* spp. ist die Freisetzung von Juvenilhormon für die Entwicklung des Stechverhaltens und weiteren Entwicklungsereignissen verantwortlich. Nach Abschluss der Reifungsphase werden Stechmücken empfänglicher gegenüber Umgebungsreizen und durch die zugrundeliegende zirkadiane Rhythmik wird die Aktivität erhöht. Die Wahrscheinlichkeit auf einen geeigneten Wirt zu treffen steigt dadurch (Klowden 1996). Oft findet der erste Saugakt 1 bis 2 Tage nach dem Schlupf statt (bei *Ae. vexans* hingegen zum Beispiel erst eine Woche nach dem Schlupf). Autogene Arten benötigen vor der ersten Eiablage keine Blutmahlzeit, sie bilden jedoch die Minderheit (Hiepe et al. 2006). Von den in Österreich nachgewiesenen Arten ist laut Becker et al. (2010) bei folgende Arten eine autogene Entwicklung möglich: *Ae. caspius*, *Ae. dorsalis* (selten), *Cq. richiardii* (nicht bei jedem Individuum), *Cx. pipiens* f. *molestus*, und *Cs. longiareolata*.

Die Versorgung während der Larvalperiode hat ebenfalls einen Einfluss auf die Wirtssuche. Bei mangelhaften Ressourcen für die Larve zeigten viele weibliche Stechmücken unter Laborbedingungen gar kein Wirtssuchverhalten oder sie benötigten mehr als eine Blutmahlzeit vor der ersten Eiablage (Klowden 1996).

Die Wirtssuche beschränkt sich je nach Wirtsspezifität der Stechmücke auf Menschen (bei anthropophilen Arten), Tiere (bei mammalophilen Arten), Vögel (bei ornithophilen Arten) oder Reptilien (bei herpetophilen Arten). Viele Arten sind auch opportunistisch in ihrer Wirtspräferenz und es genügt ihnen ein Säugetier, unabhängig davon ob Mensch oder Tier (Hiepe et al. 2006). Für ausgewählte in Österreich vorkommenden Stechmückenarten ist die Wirtspräferenz nach Turell et al. (2005), Becker et al. (2010) und Negri et al. (2021) in Tab. 2 verdeutlicht.

Besonders wichtig im Hinblick auf Zoonosen sind Stechmückenarten, die mehrere Spezies als Wirt akzeptieren. Zum Beispiel können Stechmücken, die sowohl anthropophil als auch ornithophil sind, Brückenvektoren für die speziesübergreifende Verbreitung von Krankheiten zwischen Mensch und Vogel darstellen. In Österreich wird vermutet, dass Hybriden der beiden Ökoformen des *Cx. pipiens* Komplexes solche Brückenvektoren darstellen (Becker 2012, Osório 2014, Zittra 2016).

Tab. 2: Wirtspräferenz ausgewählter österreichischer Stechmückenarten nach Turell et al. (2005), Becker et al. (2010) und Negri et al. (2021)

Stechmückenart	anthropophil	mammalophil	ornithophil
<i>An. plumbeus</i>			
<i>Ae. geniculatus</i>			
<i>Ae. japonicus</i>			
<i>Ae. koreicus</i>			
<i>Ae. vexans</i>			
<i>Cq. richiardii</i>			
<i>Cx. pipiens</i> f. <i>molestus</i>			
<i>Cx. pipiens</i> f. <i>pipiens</i>			
Hybriden des <i>Cx. pipiens</i> Komplexes			
<i>Cx. torrentium</i>			

Anthropophile und mammophile Stechmücken finden ihre Wirte grundsätzlich anhand ihrer CO₂ Abgabe, in unmittelbarer Nähe des Wirtes haben auch Körperwärme und Konvektionsströme einen Einfluss. Zusätzliche Duftkomponenten wie z.B. Fußschweiß reichern das CO₂ außerdem an. Octenol ist eine weitere Komponente auf welche weibliche Stechmücken positiv reagieren. Butanon lockt Tsetsefliegen (*Glossina*) an, hat aber einen negativen Effekt auf Culicidae. Milchsäure zusammen mit CO₂ hat auf bestimmte Arten eine stimulierende Wirkung. Beim Mensch gibt es zusätzlich eine individuelle Präferenz, die unabhängig von Geschlecht, Ernährung und Hautfarbe ist. Es werden immunogene Signale vermutet, welche von Stechmücken wahrgenommen werden können. Am Wirt selbst können gezielt Körperregionen wie Knöchel, Beine, Hals und Kopf angefliegen werden (Hiepe et al. 2006).

Neben den exogenen Faktoren ist auch der physiologische Zustand der Mücken wie Alter, Ernährungszustand, Vorhandensein von Eiern, das Paarungsverhalten, die zirkadiane Rhythmik und die Anzahl der bereits erfolgten Eiablagen für die Stechlust und das Verhalten des Individuums während der Wirtssuche wichtig. So reagieren weibliche Stechmücken nicht immer gleich auf exogene Stimuli (Klowden 1996).

Als besonders stechlustig werden Arten empfunden, die nicht nur in der Dämmerung, sondern auch tagsüber stechen, Arten die in Massen vorkommen und solche die besonders hartnäckig und aggressiv auf Wirtssuche gehen. Viele Stechmücken der Gattung *Aedes* gehen zum Beispiel auch tagsüber auf Wirtssuche, während *Anopheles* spp. und *Culex* spp. bevorzugt bei Dämmerung oder nachts unterwegs sind (Klowden 1996). Nach den genannten Kriterien werden von den in Österreich vorkommenden Arten die in Tab. 3 nach Mohrig 1969, Kim et al. 2003, Becker et al. 2010 und Kampen et al. 2012 als besonders stechlustig eingestuft.

Bei zwei Arten, nämlich *An. atroparvus* und *Cx. pipiens* f. *molestus* ist durch ihre inkomplette bzw. fakultative Winterpause auch eine Belästigung während der Wintermonate möglich (Becker et al. 2010).

Tab. 3: Besonders stechlustige in Österreich vorkommende Stechmücken nach Mohrig 1969, Kim et al. 2003, Becker et al. 2010, Kampen et al. 2012

Stechmückenart	Wirtssuche auch tagsüber	Massenschlupf / Plagen	Besondere Hartnäckigkeit
<i>An. plumbeus</i>			
<i>Ae. albopictus</i>			
<i>Ae. caspius</i>			
<i>Ae. cinereus</i>			
<i>Ae. cypricus</i>			
<i>Ae. detritus</i>			
<i>Ae. dorsalis</i>			
<i>Ae. excrucians</i>			
<i>Ae. geniculatus</i>			
<i>Ae. hungaricus</i>			
<i>Ae. intrudens</i>			
<i>Ae. japonicus</i>			
<i>Ae. koreicus</i>			
<i>Ae. rossicus</i>			
<i>Ae. rusticus</i>			
<i>Ae. vexans</i>			
<i>Cq. richiardii</i>			
<i>Or. pulcripalpis</i>			

Im Hinblick auf das Wirtssuchverhalten kann man weiter exophile von endophilen Arten unterscheiden. Exophile Arten halten sich bevorzugt im Freien auf, während endophile Arten in Innenräumen ruhen. Unter den exophilen Arten gibt es wiederum solche, die sich nur in geschützten Gebieten wie Wäldern aufhalten und dort lästig werden. Andere exophile Arten

stechen auch auf freiem Feld. Für ausgewählte Stechmückenarten ist diese Vorliebe in Tab. 4 angeführt (Becker et al. 2010).

Tab. 4: Exophile und endophile österreichische Stechmückenarten nach Becker et al. 2010 und Balestrino et al. 2016

Stechmückenart	Exophil, Wald	Exophil, freie Flächen	Endophil
<i>An. plumbeus</i>			
<i>Ae. geniculatus</i>			
<i>Ae. japonicus</i>			
<i>Ae. vexans</i>			
<i>Cq. richiardii</i>			
<i>Cx. pipiens</i> f. <i>molestus</i>			

Das Flugpotenzial von Stechmücken ist der nächste Faktor, der das Wirtssuchverhalten beeinflusst. *Aedes* spp. sind allgemein für ihr gutes Flugvermögen bekannt. *Aedes vexans*, *Ae. detritus* und *Ae. sticticus* schaffen mit bis zu 15 (Becker et al. 2010) bzw. 20 km (Hearle 1926) die weitesten Strecken. *Anopheles* Arten hingegen fliegen empirisch bei Windstille bis zu 3, maximal 7 km. Männchen bewegen sich höchstens 5 km von den Brutplätzen weg (Hiepe et al. 2006). *Coquillettidia richiardii* zum Beispiel schafft nur maximal Distanzen von 800-900 m mit Aufwinden (Becker et al. 2010).

Unmittelbar nach einer Blutmahlzeit erfolgt die Unterdrückung des Wirtssuchverhaltens durch die Dehnung des Abdomens. Durch das Aufblasen von Weibchen mit Luft oder Kochsalzlösung, wodurch die Dehnungsrezeptoren wie bei einer Blutmahlzeit getriggert wurden, konnte gezeigt werden, dass wirklich das Volumen des Abdomens und nicht blutspezifische Proteine für die Unterdrückung des Wirtssuchverhaltens ausschlaggebend sind. Die Tendenz nach einer Blutmahlzeit erneut auf Wirtssuche zu gehen wird ebenfalls von Alter und Anzahl vorangegangener Blutmahlzeiten beeinflusst. So haben 21 Tage alte Stechmücken, wenn sie in diesem Alter zum ersten Mal Blut aufgenommen haben, weniger

Blut gesaugt als jüngere Stechmücken. Bei älteren Individuen, die zuvor schon öfter Blut gesaugt hatten, war die Volumenschwelle jedoch nicht herabgesetzt. Dies ist wiederum interessant für Überlegungen im Hinblick auf die Übertragung von Krankheiten, weil vor allem ältere Stechmücken am ehesten bereits Erreger in sich tragen und zu deren Verbreitung beitragen können (Klowden 1996).

Blutmahlzeit

Mit der Blutmahlzeit beginnt für das Weibchen ein gonotropher Zyklus, der definiert ist als Periode zwischen Blutmahlzeit und Eiablage. Insgesamt dauert ein Fortpflanzungszyklus zwei bis drei Tage. Ein komplexes Hormonsystem reguliert den subtilen Zeitplan und sorgt für die präzise Steuerung des Zyklus inklusive einem angemessenen Verhalten (Klowden 1996, Hiepe et al. 2006).

Nach erfolgreicher Wirtssuche und der Lokalisation einer geeigneten Stelle am Wirt erfolgt der Anstechvorgang. Die Labellen (dargestellt in Abb. 4 in Kapitel 2.2) werden auf die Haut gesetzt. Das Labium durchdringt nie die Haut, sondern wird beim Stechvorgang zurückgebogen. Der Stechrüssel wird vor allem mit Hilfe der Lacinien in der Haut des Wirtes verankert, so dass die Kräfte beim Anstechen auf die Haut übertragen werden können. Bei Stechmücken erfolgt das Durchdringen der Haut folgendermaßen. Die Lacinien werden in Längsrichtung gegenläufig zueinander bewegt, geben sich durch die feinen Zähnnchen an den Spitzen gegenseitig Halt und sägen sich so in die Haut ein. Die restlichen Stechorgane werden durch die Lacinien mitgezogen (Krenn und Aspöck 2010).

Stechmücken saugen aus Kapillargefäßen, welche sie zuvor gezielt ausfindig machen und direkt anstechen. Sobald ein Gefäß angestochen ist sorgen zwei hintereinander geschaltete Saugpumpen im Mundvorraum und Schlund für einen Unterdruck im Nahrungsrohr, wodurch Blut in einem kontinuierlichen Strom in die Mundöffnung und weiter in den Vorderdarm gezogen wird. Gleichzeitig injizieren leistungsfähige Speichelpumpen Speichel durch das dünne Speichelrohr in die Stichwunde (Krenn und Aspöck 2010). Von Stechmücken übertragbare Erreger sitzen oft in den Speichelpumpen und werden so beim Stich mit dem Speichel auf den Wirt übertragen (Lehane 2005).

Der Speichel ist ein Gemisch aus mindestens 10 Wirkungskomponenten und beinhaltet analgetische und vasodilatatorische sowie gerinnungshemmende Substanzen. Diese sorgen für die Herabsetzung der Schmerzempfindlichkeit des Wirtes, stellen das Gefäß weit und

unterbrechen lokal die Gerinnung für einige Minuten (Lehane 2005, Hiepe et al. 2006). Zu den gerinnungshemmenden Substanzen zählt das Enzym Apyrase, welches die Aggregation von Thrombozyten hemmt (Hiepe et al. 2006). Für die Erschlaffung der Kapillare und dadurch die Erhöhung des Blutflusses sorgen ein Tachykininartiges Protein und der Faktor Maxadilan (Hiepe et al. 2006). Weiters sind Amylase, Glucosidase und bakteriostatische Faktoren im Speichel beider Geschlechter zu finden. Diese dienen der Aufschließung von Kohlenhydraten (Krenn und Aspöck 2010).

Der Stechvorgang dauert gewöhnlich wenige Minuten, bei *Anopheles* Arten jedoch bis zu 10 Minuten. *Anopheles* spp. reichern das Blutprotein während dem Saugen mehrmals an, indem sie eine rötlich-wässrige Flüssigkeit, bestehend aus Wasser und Hämoglobin, ausscheiden und benötigen daher länger für den Saugakt. Dies erklärt, warum diese Arten bevorzugt nachts stechen, wenn die Wirte weniger sensitiv auf den Stich reagieren (Hiepe et al. 2006). Dehnungsrezeptoren, welche die zunehmende Ausdehnung des Abdomens während der Blutmahlzeit registrieren induzieren das Ende der Blutmahlzeit und leiten Mechanismen zur Wasserausscheidung und Bluteindickung ein. Stechmücken können innerhalb kurzer Zeit ein großes Volumen, bis zum Doppelten ihres Körpergewichts, aufnehmen. Der Schwellenwert für das nötige Volumen um das Ende der Blutmahlzeit zu signalisieren variiert mit der Körpergröße (Klowden 1996). Das zusätzliche Gewicht stellt eine Herausforderung für die Flugfähigkeit dar (Lehane 2005). *Ae. aegypti* nimmt zum Beispiel durchschnittlich 4,2 μL bei einer Blutmahlzeit auf, was einer Aufnahmerate von 0,0016 μL pro Sekunde entspricht (Krenn und Aspöck 2010).

Das Zurückziehen der Stechborsten erfolgt vermutlich wie das Einstechen durch gegenläufige Vor- und Rückwärtsbewegungen der Lacinien. Die Beine und Nackenmuskeln helfen dabei den Stechrüssel aus der Haut zu ziehen (Krenn und Aspöck 2010). Die Blutnahrung stimuliert das endokrine System der Stechmücke und es wird eine hormonelle Wirkungskaskade in Gang gesetzt, die zur Eireifung führt. Weniger als die Hälfte des aufgenommenen Blutproteins wird zur Dottersynthese verwendet. Der größere Teil wird desaminiert und als Energiequelle für metabolische Prozesse während der Eireifungsphase und der Synthese von Reservestoffen verwendet (Hiepe et al. 2006). Weibchen saugen laut Mehlhorn und Piekarski (2002) ca. alle 3-4 Tage und können oft nur 8-10 Tage hungern. Stechmücken der Gattung *Anopheles* nehmen eine physiologische Sonderstellung ein. Ihre teneralen Reserven sind sehr gering, so dass sie die erste Blutmahlzeit oft ausschließlich zur Protein- und Lipidreservesynthese nutzen (Hiepe et al. 2006).

Üblich tritt die Stechmücke nach der Eiablage in den nächsten gonotrophen Zyklus ein und sucht erneut einen Wirt für die Blutmahlzeit auf. Dann spricht man von gonotropher Konkordanz. Teilweise sind mehrere Blutmahlzeiten für eine Eiablage nötig, dann spricht man von einer gonotrophen Diskordanz (Hiepe et al. 2006).

Bevorzugte Eiablageplätze und Lebensräume

Stechmücken legen ihre Eier immer bei permanenten bzw. temporären Gewässern (ins Wasser oder knapp über dem Wasserspiegel) oder in feuchte Böden von Überschwemmungsgebieten ab, weil die weitere Entwicklung der Eier und Larven nur im Wasser stattfinden kann (Hiepe et al. 2006, Becker et al. 2010). Die Eizahl pro Reproduktionszyklus variiert und wird beispielsweise von Hiepe et al. (2006) für Culicinae zwischen 50 und 150 festgehalten, während Becker et al. (2010) für *Culex pipiens* f. *pipiens* eine Zahl von bis zu 240 Eiern pro Eiablage angibt.

Die Auswahl des Eiablageplatzes wird einerseits anhand von Wasserparametern getroffen. So sind der Salzgehalt, die Präsenz von bereits abgelegten Eischiffchen und der Gehalt an organischen Verbindungen im Wasser wichtige Entscheidungsgrundlagen für die Weibchen (Hiepe et al. 2006). Daneben bevorzugen einzelne Stechmückenarten für die Eiablage ganz unterschiedliche Plätze, die auch von dem bevorzugten Lebensraum der jeweiligen Art abhängig sind. Man kann Stechmücken dementsprechend nach Mohrig (1969) und Becker et al. (2010) grob einteilen in (1) Überschwemmungsmücken, (2) Hausstechmücken, (3) Wald- und Wiesenmücken, (4) Fiebermücken und (5) Wassergrundstechmücken.

(1) Au- oder Überschwemmungsmücken

Überschwemmungsmücken legen ihre Eier einzeln auf feuchte Böden in Überschwemmungsgebieten ab (Bentley und Day 1989). Die Überschwemmung des Eiablagegebiets dient als Stimulus und führt zum Schlüpfen der Larven. In Sommern mit vielen Hochwassern kommen mehrere Generationen hoch und die Massenvermehrung führt zu regelrechten Mückenplagen (Arnold et al. 2005).

Eine Sonderstellung nehmen die sogenannten ‚Frühjahrgelsen‘ ein, deren Schlupfreiz das Flutwasser der Schneeschmelze im Frühling darstellt. Deren Larven kommen mit erstaunlich niedrigen Wassertemperaturen zurecht. So schlüpfen Larven von *Ae. communis* und *Ae.*

punctor bereits bei Temperaturen knapp über 0°C, selbst wenn die Brutstätten noch immer mit Eis bedeckt sind (Becker et al. 2010). Zu diesen zählen nach Becker (2010) folgende in Österreich gefundene Arten: *Ae. cantans*, *Ae. communis*, *Ae. leucomelas*, *Ae. punctor*, *Ae. rusticus*, *Cs. alaskaensis*.

Die Eier mancher Überschwemmungsmücken sind so widerstandsfähig, dass sie im Boden bis zu mehreren Jahren lebensfähig bleiben (Arnold et al. 2005, Becker et al. 2010) und sogar eine Austrocknung überstehen wie die Eier von *Ae. albopictus*, der asiatischen Tigermücke. Die Eier von *Ae. vexans* können ohne geeigneten Schlupfreiz mindestens 5 Jahre überleben. Bei Flut schlüpft außerdem oft nur ein Teil der Larven, so dass im Falle des Absterbens der ersten Population immer noch Eier übrig sind, um bei nächster Gelegenheit erneut Stechmücken hervorzubringen (Becker et al. 2010).

Durch die Fähigkeit der Eier zu Überdauern sind Überschwemmungsmücken bei der Suche nach einem geeigneten Eiablageplatz nicht darauf angewiesen, dass der Ort auch unmittelbar ein passendes Habitat für die Larven darstellt. Sie können die Eier sofort ablegen, sobald diese bereit sind. Weibchen dieser Arten leben daher für gewöhnlich eher kurz (Bentley und Day 1989) und es überwintern meist die Eier, während die Weibchen im Herbst sterben (Becker et al. 2010).

Viele Überschwemmungsmücken weisen eine ausgeprägte Stechlust auf und wandern auf Wirtssuche kilometerweite Strecken (Arnold et al. 2005, Becker et al. 2010).

Aedes albopictus, *Ae. japonicus* und *Ae. koreicus* gehören zwar zur Gattung *Aedes*, sie haben sich aber soweit an von Menschen geprägte Lebensräume adaptiert, dass ihnen auch kleinste künstliche Wasserstellen wie Blumenvasen, Regentonnen, Vogeltränken und Ähnliches als Eiablageplatz genügen, welche im urbanen Raum in hoher Dichte vorkommen (Schaffner et al. 2009, Versteirt et al. 2009, Kampen und Werner 2014)

Aedes japonicus ist von den genannten Arten am tolerantesten hinsichtlich der Wasserqualität und benutzt auch Wasseransammlungen mit hoher organischer Last (Versteirt et al. 2009). *Aedes koreicus* nutzt eine große Variabilität an Brutstätten von natürlichen (Baumhöhlen) bis hin zu künstlichen (verlassene Baustellen) (Versteirt et al. 2009).

(2) Hausstechmücken oder Hausgelsen

Zu den Hausstechmücken zählen vor allem *Culex* Arten. Sie halten sich – namensgebend – bevorzugt in der Nähe von menschlichen Behausungen auf und nutzen diese auch zur Überwinterung. Beispielsweise überwintern begattete Weibchen der Art *Culex pipiens* f. *molestus* gerne in ungeheizten Kellerräumen, bevor sie diesen Schutz im Frühjahr für die Eiablage wieder verlassen (Arnold et al. 2005, Becker et al. 2010).

Als Eiablageplätze dienen ihnen wenig spezifisch sämtliche stehenden Wasserstellen wie Regentonnen, Gullys oder Pfützen. *Culex* spp. legen Pakete oder ‚Schiffchen‘ von mehreren 100 Eiern auf die Wasseroberflächen ab (Bentley und Day 1989, Arnold et al. 2005).

Nachdem auch vorübergehende Wasserstellen als potenzielle Eiablageplätze dienen können, diese Arten allerdings nicht in Form von Eiern oder Larven überdauern, muss das Weibchen den Eiablageplatz sehr umsichtig – im Hinblick auf die Eignung als Larvenhabitat – auswählen. Dadurch wird die Eiablage eventuell verzögert und diese Spezies haben allgemein eine längere Lebenserwartung. Dies kann im Hinblick auf die Übertragung von Krankheitserregern und deren nötiger Inkubationszeit wichtig sein (Bentley und Day 1989).

Hausstechmücken sind Dämmerungs- und Nachtaktiv und belästigen potenzielle Wirte in oder bei Gebäuden nur abends bzw. nachts. Einige Arten wie *Cx. pipiens* f. *pipiens* sind ornithophil und spielen als Lästlinge für den Menschen daher eine untergeordnete Rolle (Arnold et al. 2005).

(3) Wald- und Wiesenmücken

Mohrig (1969) unterscheidet zwischen Stechmückenarten, die offene Landschaften bevorzugen – sogenannte ‚Wiesenmücken‘ - von anderen, die sich hauptsächlich im Wald aufhalten (‚Waldmücken‘).

Wiesenmücken sind nach Mohrig *Ae. caspius*, *Ae. leucomelas*, *Ae. nigritus*, *Ae. cyprius*, *Ae. detritus*, *Ae. dorsalis*, *Ae. flavescens* und *Ae. vexans*

Waldmücken sind nach Mohrig die Arten *Ae. cantans*, *Ae. cataphylla*, *Ae. communis*, *Ae. intrudens*, *Ae. punctor*, *Ae. rusticus*, *Ae. cinereus*, *Ae. geniculatus*, *An. plumbeus* und *Cs. alaskaensis*.

(4) Fieber- oder Gabelstechmücken

Diese Kategorie umfasst Stechmücken der Gattung *Anopheles*. *Anopheles* Arten sind als Überträger von Erregern der humanen Malaria bekannt. Nur Mücken dieser Gattung können humane Malaria übertragen und werden deshalb als eigene Kategorie angeführt (Arnold et al. 2005). In Österreich konnten bisher 7 *Anopheles* Arten nachgewiesen werden: *An. algeriensis*, *An. atroparvus*, *An. claviger*, *An. hyrcanus*, *An. maculipennis*, *An. messeae*, *An. plumbeus* (Zittra et al. 2017b und Tab. 1).

Generell kann man *Anopheles* Mücken laut Mohrig (1969) auch zu den Hausgelsen zählen, sie überwintern jedoch eher in Stallungen als in menschlichen Behausungen, weil die meisten tierische Wirte den menschlichen vorziehen.

Von den österreichischen Gabelstechmücken ist die *An. plumbeus* hervorzuheben, die als Bruthabitat wassergefüllte Baumhöhlen mit einem hohen Gehalt an gelöstem Tannin bevorzugt (Arnold et al. 2005, Becker et al. 2010). Einzelne Populationen dieser Art sind stark anthropophil während sonst unspezifisch alle Säuger als Wirte dienen (Becker et al. 2010).

Weiters hat sich *An. maculipennis* s.l. besonders gut an kleine künstliche Wasserstellen angepasst, vermehrt sich deshalb besonders leicht in Kulturlandschaften und könnte potenziell immer mehr zum menschlichen Lästling werden. Generell ist *An. maculipennis* s.l. jedoch stark mammalophil und befällt vor allem Rinder (Becker et al. 2010).

Anopheles Weibchen platzieren ihre Eier gewöhnlich einzeln auf der Wasseroberfläche während sie darüber schweben (Bentley und Day 1989). *Anopheles claviger* platziert seine Eier im Gegensatz zu anderen *Anopheles* Arten in feuchte Erde über dem aktuellen Wasserstand (ähnlich zu Überschwemmungsmücken) und *An. plumbeus* legt die Eier an den Rand von Baumhöhlen, die später geflutet werden (Becker et al. 2010).

Neben *An. plumbeus* bevorzugen auch *Ae. geniculatus* und *Or. pulcripalpis* Baumhöhlen als Bruthabitate. *Orthopodomyia pulcripalpis* favorisieren dabei größere Baumhöhlen mit permanentem Wasser (Becker et al. 2010). *Aedes japonicus* und *Ae. koreicus* sind in der Wahl ihrer Brutstätten so flexibel, dass sie auch Baumhöhlen verwenden würden (Kampen und Werner 2014).

Es überwintern Larven, adulte Weibchen oder Eier je nach Art und Klimazone (Becker et al. 2010).

(5) Wassergrundstechmücken

Arten der Gattung *Coquillettidia* unterscheiden sich in ihrer Lebensweise im Larven und Puppenstadium so grundlegend von anderen Stechmücken, dass sie ebenfalls eine eigene Kategorie bilden (Mohrig 1969, Arnold et al. 2005). In Österreich gibt es nur eine einzige Art dieser Gattung, nämlich *Coquillettidia richiardii* (Zittra et al. 2017b und Tab. 1). Das wesentliche Merkmal dieser Gattung ist die Konfirmation der Atemröhre zu einem Werkzeug, mit dem lufthaltigen Stängel von Wasserpflanzen angebohrt und als Sauerstoffquelle genutzt werden können (Arnold et al. 2005, Mohrig 1969).

Wassergrundstechmücken bevorzugen Gewässer mit geeigneter Vegetation, zum Beispiel schilfbestandene Seen (Arnold et al. 2005). Die Weibchen legen die Eier in Form von Eischiffchen direkt auf die Wasseroberfläche ab (Bentley und Day 1989). Sobald Larven schlüpfen bohren sie sich in Pflanzenstängel und überwintern als Larve. Erst im darauffolgenden Jahr wird die Entwicklung weiter fortgesetzt. Es gibt also jeweils nur eine Generation pro Jahr. (Arnold et al. 2005).

Überwinterung

Stechmücken überwintern entweder in Form befruchteter Eier, während der Larvalperiode oder als begattete Weibchen.

Eidiapause ist die Überwinterungsstrategie der meisten *Aedes*, *Psorophora* und *Haemagogus* Arten. Wenn die klimatischen Bedingungen nach der zwei Tage andauernden Embryonalentwicklung der Eier nicht passen, können diese in eine Eidiapause übergehen statt dem Schlupf der L1 (Hiepe et al. 2006).

Sowohl *Ae. albopictus* als auch *Ae. japonicus* können frost- und dürreresistente Eier legen, aus denen die nächste Generation schlüpft, sobald passende Bedingungen gegeben sind (Andrealis und Wolfe 2010). In dem ursprünglichen Verbreitungsgebiet von *Ae. japonicus* in Japan gibt es teilweise Winter mit bis zu -20 °C, welche die Stechmückenart als Ei oder als Larve überlebt (Medlock et al. 2015). Auch Eier von *Ae. koreicus* können in unseren Breiten überwintern (Hohmeister et al. 2021).

Bei *Culiseta* spp. ist laut Hiepe et al. (2006) eine Larvaldiapause üblich. Nach Becker et al. (2010) überwintern von den sechs in Österreich vorkommenden *Culiseta* Arten allerdings nur *Cs. longiareolata* und *Cs. morsitans* in Larvenform, während bei den restlichen *Culiseta* Arten

Adulte Weibchen in Kellern oder Baumhöhlen überwintern. Auch *Or. pulcripalpis* überwintert laut Becker et al. (2010) im (4.) Larvenstadium und überlebt sogar das Einfrieren der Wasseroberfläche ihrer Winterrefugien. Diese Fähigkeit ist auch von *Cs. morsitans*, *Ae. rusticus* und *An. plumbeus* bekannt (Becker et al. 2010). Mohrig weist darauf hin, dass die Mortalität der Larven in Diapause signifikant zunimmt, wenn ihre Überwinterungsstätte bis zum Grund friert (Mohrig 1969). Dies prägt neben der mehr oder weniger ausgeprägten Kältetoleranz der Adulten das Bild der österreichischen Stechmückenfauna maßgeblich.

Einige Arten wie zum Beispiel *Ae. geniculatus* überwintern je nach klimatischen Gegebenheiten entweder in Form von Eiern im Norden oder als Larven in südlicheren Regionen (Becker et al. 2010).

Stechmückenarten, die weder eine Ei- noch eine Larvaldiapause machen überwintern als begattete aber nullipare Weibchen. Dabei gibt es zwei Formen. Manche Weibchen machen eine inkomplette Diapause und nehmen während dem Winter gelegentlich eine Blutmahlzeit zu sich, ohne dass dadurch eine Eireifung eingeleitet wird. Man spricht von gonotropher Diskordanz (Hiepe et al. 2006). Dies ist zum Beispiel bei *An. atroparvus* der Fall (Mohrig 1969, Hiepe et al. 2006, Becker et al. 2010). Aufgrund dieser inkompletten Winterruhe war *An. atroparvus* in einigen europäischen Ländern für die Verbreitung der Wintermalaria, zum Beispiel in Großbritannien und den Niederlanden, bis in die späten 1940er Jahre verantwortlich (Becker et al. 2010). Auch von *Cx. pipiens* f. *molestus* ist bekannt, dass es keine zwingende Winterpause gibt. Reproduktion den ganzen Winter hindurch ist möglich (Becker et al. 2010).

Die zweite Ausprägung der adulten Diapause ist die gonotrophe Konkordanz, wobei Weibchen im Herbst bei kürzerer Tageslänge aufwachsen und sich durch die Aufnahme von Kohlenhydraten einen Fettkörper aufbauen. Erst im Frühling, wenn die Fettreserven größtenteils aufgezehrt sind suchen sie einen Wirt, gewinnen Protein und bilden das erste Mal Eier (Hiepe et al. 2006). *Culex pipiens* f. *pipiens* überwintert so (Hiepe et al. 2006, Becker et al. 2010). Interessant ist dabei, dass für *Cx. pipiens* f. *pipiens* die Überlebenschance der Winterruhe steigt, wenn zu Beginn der Ruhezeit noch keine Blutmahlzeit eingenommen wurde (Mitchell, und Briegel 1989).

Als Ruhestätten verwenden adulte Stechmücken unbeheizte Keller, verlassene Gebäude, Ställe aber auch Baumhöhlen oder Höhlen (Becker et al. 2010, Zittra et al. 2019).

Männchen leben grundsätzlich nur halb so lange wie Weibchen, weil sie aus aufgenommenen Kohlenhydraten nur Glykogen aber keine Lipide synthetisieren können und überwintern nicht

(Hiepe et al. 2006). Weibliche Stechmücken haben eine Lebenserwartung von wenigen Monaten (zum Beispiel 1-2 Monate bei *Ae. cantans*) (Becker et al. 2010). Feuchtigkeits- und Wassermangel, also extreme Trockenheit, und Kälte sind für Arten ohne passende Strategien wie hitzeresistente Eier fatal (Hiepe et al. 2006).

2.4 Stechmückenfallen

Für die erfolgreiche Durchführung von Stechmücken-Monitoring Programmen ist es essentiell die erwarteten Arten und deren Lebensweise gut zu kennen und die Sammeltechnik dementsprechend anzupassen (Silver 2007, Berer 2016, Zittra 2017a, Becker et al. 2020). Es existieren unterschiedliche Fallentypen für jedes Entwicklungsstadium, die wichtigsten Fallentypen werden hier skizziert. Für genauere Beschreibungen wird auf Silver 2007 und Becker et al. 2020 verwiesen.

Eier

Stechmückeneier können entweder direkt in den entsprechenden Bruthabitaten gesammelt werden oder man animiert weibliche Stechmücken mit Hilfe von extra ausgebrachten geeigneten Eiblageplätzen ihre Eier gezielt dort abzulegen (Becker et al. 2020).

Beim Sammeln im Feld ist es wichtig, zu wissen wie und wo einzelne Spezies ihre Eier ablegen. Tab. 5 gibt einen Überblick.

Tab. 5: Sammeln von Stechmückeneiern im Feld. Benötigtes Substrat und erwartete Stechmückenarten nach Silver 2007 und Becker et al. 2020

Wo	Was / Womit	Stechmückenarten
Wasseroberflächen stehender Gewässer	Feinmaschige Netze, Dipper, Pinzetten oder Pipetten	<i>Anopheles</i> spp., <i>Culex</i> spp., <i>Uranotaenia</i> spp., <i>Coquillettidia</i> spp. Untergattung <i>Culiseta</i> der Gattung <i>Culiseta</i>
Überflutungszonen	Feuchtes Bodensubstrat	Viele <i>Aedes</i> spp.
Künstliche Wasserbehälter wie Vasen, Gebrauchtstreifen, Regentonnen	Proben von Innenwänden entsprechender Gefäße	<i>Ae. aegypti</i> <i>Ae. albopictus</i> <i>Ae. japonicus</i> <i>Ae. koreicus</i> Untergattung <i>Culicella</i> der Gattung <i>Culiseta</i>

Baumhöhlen	Wasserproben vom Inneren der Baumhöhle	<i>An. plumbeus</i> , <i>Ae. geniculatus</i> , (<i>Ae. japonicus</i>) (<i>Ae. koreicus</i>) <i>Or. pulcripalpis</i>
------------	--	---

Anschließend kann man die Eier weiter bebrüten, zum Schlüpfen bringen und anschließend die 4. Larve oder die Adulte Mücke bestimmen. Oder man verwendet molekularbiologische Methoden wie PCR (Polymerasekettenreaktion) oder MALDI-TOF MS (Matrix-Assisted Laser Desorption/Ionisation Time Of Flight Mass Spectrometry) (Croxatto et al. 2012, Batovska et al. 2016).

Sogenannte ‚Ovitrap‘, von Oviposition Traps, also ‚Eiablage Fallen‘, können als künstliche Eiablageplätze angeboten werden. Dabei wird üblicherweise ein dunkler Plastikkußel genommen, in dessen oberen Ende seitlich Löcher gestanzt sind, die ein komplettes Volllaufen mit Wasser verhindern. Diese Behälter werden zu 2/3 mit Wasser gefüllt und ein geeignetes Hilfsmittel für die Eiablage wird an den Rand geklemmt. Dies kann ein Holzstab, eine Hartfaserplatte oder Ähnliches sein. Der zur Hälfte im Wasser eingetauchte Gegenstand animiert Überschwemmungsmücken dazu ihre Eier darauf knapp über der Wasseroberfläche abzulegen um sie so einer kommenden Überschwemmung auszusetzen (Silver 2007, ECDC 2012, Becker et al. 2020). Ovitrap waren in Österreich im Rahmen von Stechmücken-Monitoring Programmen bereits erfolgreich im Einsatz (Schoener et al. 2019b).

Andere Stechmückenarten wie *Cx. pipiens* oder *Cx. quinquefasciatus* finden Wasserbehälter mit darin eingeweichem Heu, Brauhefe oder Hundefutter attraktiv und legen die Eier direkt auf die Wasseroberfläche ab (Becker et al. 2020).

Der Vorteil dabei, Stechmückeneier zu beproben ist, dass man Eier grundsätzlich leichter in einer Menge sammeln kann als Adulte und sie tragen dazu bei, Stechmücken (und potenzielle Probleme) bereits in frühen Stadien zu erkennen. Ovitrap sind durch die geringen Anschaffungskosten und die einfache Anwendung für Monitoring Programme von invasiven *Aedes* Arten besonders geeignet und werden dafür auch von der ECDC empfohlen (ECDC 2012).

Es ist möglich, von den Ergebnissen der Ovitrap auf die Größe der Adult Population eines Gebietes schließen, der Zusammenhang zwischen der Anzahl der Eier in Ovitrap und der Dichte an Weiblichen Stechmücken ist aber nicht immer ganz einfach. Zusätzlich legen Weibchen ihre Eier für gewöhnlich nicht alle auf einem Platz ab, was jedenfalls berücksichtigt

werden muss (ECDC 2012). Eine Studie, die 2014 von Manica et al. in Rom durchgeführt wurde, konnte aber durch den Vergleich von ‚Human Landing Collection‘ von weiblichen adulten Stechmücken und Eiern, die mit Hilfe von Ovitrapps gesammelt wurden, den ersten Hinweis dafür liefern, dass man die durchschnittliche Anzahl stechender adulter Tigermücken (*Ae. albopictus*) durch die durchschnittliche Anzahl an Eiern in Ovitrapps gut schätzen kann (Manica et al. 2017).

Wichtig ist, dass künstliche Ei-Fallen entweder regelmäßig (in Intervallen von maximal 8 Tagen) abgesammelt werden oder die Brut durch chemische Methoden abgetötet wird. Sonst produziert man ungewollt ständig neue Stechmücken mit Hilfe künstlicher Brutstätten (ECDC 2012).

Larven und Puppen

Larven- und Puppenstadien können von allen oben genannten Eiablageplätzen gesammelt werden. Dafür kann ein ‚Standard-Pint-Dipper‘ (Plastikbecher mit 350 ml Fassungsvermögen an einem Holzstiel) bzw. Abwandlungen davon verwendet werden. Wichtig ist der lange Stiel, so dass Larven nicht durch den Schatten der Person gestört werden und abtauchen. Wichtig ist eine ausreichende Anzahl von Tauchgängen und bei großen Gewässern die Entnahme von Proben am Rand und von der Mitte (Becker et al. 2020). Alternativ können in sehr großen Gewässern auch feinmaschige Netze oder in kleinen Wasseransammlungen wie Baumhöhlen oder Blumenvasen Pipetten verwendet werden, um Larven und Puppen zu sammeln (ECDC 2012, Becker et al. 2020).

Die Bestimmung der Larven kann analog zur Bestimmung der Eier entweder mittels Bebrütung und Entwicklung bis zur 4. Larve oder mit Hilfe von modernerer Methoden (PCR; MALDITOF MS) erfolgen. Das 4. Larvenstadium kann für gewöhnlich gut morphologisch bestimmt werden. (Becker et al. 2020).

Die ECDC sieht im Beprobieren von Larven ein optimales Kosten-Nutzen Verhältnis und den Vorteil von schnellen Ergebnissen, nachdem die Sammlung und Identifizierung sofort erfolgen kann. Allerdings sind stehende Gewässer wie Teiche und Tümpel, die leicht beprobt werden können, für die invasiven *Aedes* Spezies, denen die besondere Aufmerksamkeit zufällt, uninteressant. Um die Larvenstadien dieser Arten effizient zu beproben müsste man sämtliche künstlichen Wasserstellen in Gärten, Parks, Friedhöfen, gebrauchte Reifen bis hin zu Schlaglöchern beproben, wobei der Aufwand aber in keiner Relation zum Nutzen steht. Zumal

Ovitrapps eine günstige, wenig aufwändige und für das Monitoring gebietsfremder *Aedes* Arten eine sehr effiziente Alternative darstellen (ECDC 2012).

Für den Nachweis von ornithophilen Stechmückenarten ist die Beprobung von Gewässern für Larven und Puppen den gängigen Adultfallen, die mit CO₂ als Lockstoff arbeiten, überlegen. Ornithophile Arten wie zum Beispiel *Or. pulcripalpis*, *Cx. torrentium* oder *Cs. longiareolata* werden von CO₂ nur mangelhaft angezogen. Zittra empfiehlt daher für allgemeine Monitoring Programme immer auch Larvensammlungen durchzuführen, damit die ornithophilen Arten in den Ergebnissen nicht falsch unterrepräsentiert sind (Zittra 2017c).

Adulte

Adulte Stechmücken können passiv in ihrem Habitat oder durch geeignete Fallen zu denen sie sich aktiv hin bewegen gesammelt werden.

Die *passive Beprobung im Feld* kann an (indoor und outdoor) Ruhe- sowie Überwinterungsplätzen oder in der Vegetation erfolgen. Dafür eignet sich ein Aspirator oder auch ein engmaschiges Netz. Wichtig ist, dass essentielle morphologische Strukturen nach dem Fang beurteilbar bleiben für eine spätere Bestimmung (ECDC 2012, Berer 2016, Becker et al. 2020, Sauer et al. 2020).

In einer Studie aus Deutschland wurden Pop-Up Taschen als künstliche Ruheplätze im Wald in verschiedenen Höhen angebracht. Es konnten damit mehr gravide Stechmücken gefangen werden als mit Lichtfallen mit CO₂ Köder. Die Taschen wurden vor allem von *Aedes* Arten und *Cx. pipiens* als Ruheplätze genutzt, wobei die beiden Gattungen jeweils andere Höhen bevorzugten. Der Vorteil dieser Methode sind die niedrigen Kosten, der leichte platzsparende Transport der Taschen und die einfache Konstruktion vor Ort (Sauer et al 2020).

2017 konnten in Österreich mit ‚Resting Boxes‘ als künstlichen Ruheplätzen im Wald *Culiseta*, *Aedes* und *Anopheles* Arten gefangen werden. Für ein gutes Fangergebnis müssen die Innenflächen dunkel angemalt bzw. mit klebenden Folien beklebt werden (Wolff 2017).

Die gängigsten Adultfallen sind solche, die davon abhängig sind, dass Stechmücken sie aktiv anfliegen. Diese funktionieren entweder allein mit einer Lichtquelle, mit Lockstoffen bzw. besonderen Konstruktionen, die für Weibliche Stechmücken in einem gewissen Reproduktionsstatus attraktiv sind oder Kombinationen davon. Weibliche Stechmücken mammalophiler und anthropophiler Arten orientieren sich auf Wirtssuche vor allem am CO₂ der Ausatemluft ihrer Wirte (Silver 2007, Becker et al. 2020).

Einfache Lichtfallen wie die CDC Lichtfalle (Center for Disease Control and Prevention Miniature Light Trap) funktionieren am besten, wenn es wenig Umgebungslicht gibt und sind daher in städtischer Umgebung wenig effizient. Neben Stechmücken fängt man mit Lichtfallen auch viele weitere Licht-affine Insekten. Lichtfallen wirken auf invasive *Aedes* Arten nicht auffallend besser als andere Fallen (ECDC 2012).

Die einfachste und älteste Methode Stechmücken Weibchen auf Wirtssuche zu fangen ist der Einsatz von Menschen als Köder und dem Sammeln der Stechmücken direkt beim Stechversuch. Auf Englisch spricht man von der ‚Human Landing Collection‘ (HLC). Neben den hohen Kosten ist hier auch das mögliche Risiko für den ‚Köder‘ als Nachteil anzuführen (ECDC 2012). Auf der anderen Seite ist es möglich die Stechmückenlast an einem Standort direkt durch standardisierte Zählungen der Landeanflüge zu erfassen (Becker et al. 2020).

EVS Fallen (Encephalitis Virus Surveillance Trap) und Mosquito Magnetfallen (Mosquito Magnet Traps, MM) funktionieren mit CO₂ als Lockstoff. Das CO₂ wird mit Hilfe von Trockeneis (EVS) oder durch Propangas (Magnetfallen) für 1 Nacht (EVS) bis zu 21 Tage lang (Magnetfallen) erzeugt (Becker et al. 2020). Diese Fallen sind für invasive *Aedes* Spezies nicht primär empfohlen, weil von *Ae. albopictus*, *Ae. aegypti* und *Ae. japonicus* beispielsweise bekannt ist, dass CO₂ allein kein guter Köder ist. Der Beifang ist relativ hoch und die Anwendung ist durch die Energie bzw. CO₂ Quelle limitiert. Andererseits kann man diesen Fallentyp unabhängig von Umgebungslicht auch im städtischen Gebiet anwenden (ECDC 2012). Bei Magnetfallen kann man der CO₂ Wolke aber auch 1-octen-3-ol zusetzen und in einem Feldversuch neben alten Reifen war dieser Fallentyp einer CDC Lichtfalle im Fangerfolg überlegen (Dennett et al. 2004).

BG Sentinel Fallen der Firma Biogents (Abb. 10) wurden ursprünglich als Monitoring Tool für die Gelbfiebermücke *Ae. aegypti* designed, arbeiten zusätzlich zu flüchtigen Lockstoffen auch mit visuellen Reizen und imitieren Konvektionsströme von menschlichen Körpern um für die Weibliche Stechmücken auf Wirtssuche maximal attraktiv zu sein. Der Lockstoff ‚BG-Lure‘ ist eine Mischung aus Milchsäure, Kapronsäure und Ammoniak, entspricht also dem Geruch menschlicher Haut, und wird über kleine Löcher im Deckel freigesetzt. Der Deckel bietet absichtlich große schwarz-weiß Kontraste (Biogents AG 2016, 2022). Die Falle ist in dieser Form sehr attraktiv für *Ae. aegypti* und *Ae. albopictus* und wurde bereits erfolgreich zur Reduktion von Tigermückenpopulationen in städtischen Gebieten eingesetzt.

So konnten Stechversuche von Tigermücken (*Ae. albopictus*) in Italien durch den Einsatz von BG Sentinel Fallen um über 80 % reduziert werden (Englbrecht et al. 2015).

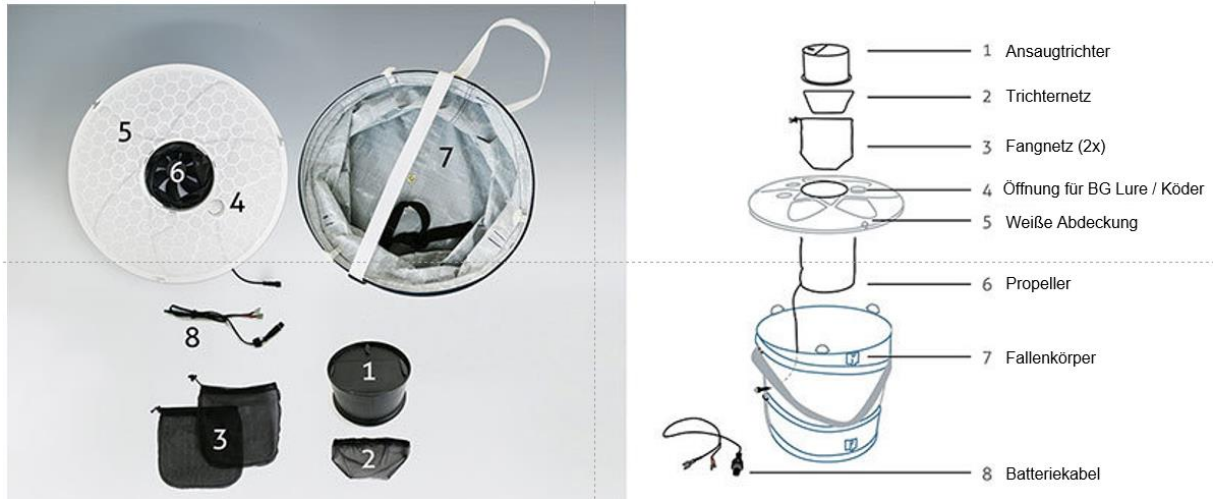


Abb. 10: Aufbau einer BG Sentinel Falle. (Biogents, Deutschland) <https://eu.biogents.com/bg-sentinel/>

Wenn man Biogents Fallen noch CO₂ zusetzt, werden diese für eine breitere Auswahl an Stechmückenarten attraktiv. Auch männliche Stechmücken wurden damit gefangen (Becker et al. 2020, ECDC 2012). Wolff (2017) konnte zeigen, dass ein Hefe-Zucker-Wasser Gemisch als CO₂ Quelle eine sehr kostengünstige und effiziente Methode ist, um mammalophile und anthropophile Mücken anzulocken und in unseren Breitengraden gut funktioniert.

Lühken et al. haben 2014 in einer Studie BG Sentinel Fallen, EVS Fallen, CDC Lichtfallen und Mosquito Magnetfallen miteinander verglichen. Alle Fallen arbeiteten mit CO₂. Die BG Sentinel Falle zusätzlich mit dem BG-Lure Lockstoff und die Magnetfalle zusätzlich mit Octenol Köder. Die Fallen wurden an verschiedenen Lokalisationen in Nord- und Süddeutschland in städtischen, Wald- und Überschwemmungsgebieten getestet. BG Sentinel Fallen waren zumindest gleich gut oder signifikant besser im Vergleich mit CDC, EVS und MM Fallen im Hinblick auf die Effizienz des Fangerfolges für die häufigsten Stechmückenarten in Deutschland, inklusive der Artenvielfalt und Anzahl der Stechmücken pro Fangzeitraum. Die Autoren schließen daraus, dass BG Sentinel Fallen zum Zeitpunkt der Studie die beste Lösung für das allgemeine Monitoring von Adulten Stechmücken in Europa waren (Lühken et al. 2014).

Auch in Österreich wurden in einer Arbeit von Berer der Erfolg von Licht-/CO₂ Fallen, CDC Gravid Fallen, Rucksack Aspirator und BG Sentinel Duftstofffallen verglichen. Die Fallen wurden im Nationalpark Neusiedlersee von Mai bis Oktober aufgestellt bzw. genutzt.

Insgesamt wurden die meisten Stechmücken mit der Licht-/CO₂ Falle gefangen, mit BG Sentinel Fallen mit BG Köder am wenigsten. Es konnte ein Zusammenhang zwischen verwendeter Fallen und dem Geschlechtsverhältnis der gefangenen Mücken festgestellt werden. Außerdem war der Fallenstandort ausschlaggebend für das Artenspektrum der gesammelten Mücken (Berer 2016).

Die letzte Gruppe von Adultfallen zielt auf weibliche gravide Stechmücken der Gattung *Aedes* (*Stegomaya*) auf der Suche nach Eiablageplätzen ab. Dazu zählen die GAT (Gravid Aedes Trap), Klebefallen (Sticky Traps) und die In2Care® Mosquito Fallen (Becker et al. 2020). Der Vorteil dieses Fallentyps ist, dass die gesammelten weiblichen Stechmücken bzw. deren letzte Blutmahlzeit auch für ein Pathogenscreening herangezogen werden kann (ECDC 2012).

Bei GAT Fallen wird verhindert, dass Weibchen die Falle wieder verlassen können (Ritchie et al. 2014). Im Zuge einer Studie in den USA konnte der Lästlingsdruck von Tigermücken in einer städtischen Umgebung durch den Einsatz von solchen GAT Fallen signifikant gesenkt werden. Der Vorteil liegt in der günstigen Anschaffung und leichten Bedienung, so dass auch Zivilisten in solche Projekte gut eingebunden werden können (Johnson et al. 2017). Studien haben gezeigt, dass Gravid Traps durch die Beigabe von Eichenblättern, Bermudagrass, grünen Algen, Mulch und weiterem organischen Material für bestimmte Stechmückenarten wie *Cx. quinquefasciatus* noch attraktiver werden. *Ae. albopictus* hingegen zeigte keine besondere Vorliebe für irgendeine der Beigaben (Burkett-Cadena und Mullen 2008, McPhatter et al. 2009, Wolff 2017).

Klebefallen funktionieren wie Gravid oder Ovitrap. Durch klebende Flächen im Inneren des Behälters können die Weiblichen Stechmücken allerdings nicht mehr entweichen. Sie funktionieren gut für invasive *Aedes* Arten und die Populationsdichte an Überschwemmungsmücken konnte in Gebieten mit Massenvorkommen mit diesen Fallen erfolgreich reduziert werden (ECDC 2012).

In2Care® Fallen arbeiten ähnlich wie GATs. Die Weibchen können nach Eiablage die Falle aber wieder verlassen. Im Inneren kommen sie in Berührung mit dem Wachstumsregulator Pyriproxyfen (PPF), den sie anschließend auch in nahegelegene Brutstätten verschleppen. Zusätzliche Pilzsporen von *Beauveria bassiana* auf dem Gauze führen darüber hinaus in jedem Fall zum Tod des Weibchens innerhalb einer Woche (Snetselaar et al. 2014).

3 Material und Methodik

3.1 Der Wiener Zentralfriedhof als Stechmückenhabitat

Der Wiener Zentralfriedhof liegt im 11. Wiener Gemeindebezirk im Südosten (am Rande) der Stadt Wien. Er ist rund 250 Hektar groß und damit nach dem Friedhof Ohlsdorf in Hamburg der zweitgrößte Friedhof Europas (Lahl und Zeschmar-Lahl 2014). Er beherbergt in etwa 330 000 Grabstellen. Darunter befinden sich 1000 Ehrengräber wie jenes von Ludwig van Beethoven oder das von Franz Schubert. Täglich finden hier 20-25 Beerdigungen statt und insgesamt fanden auf dem Areal bereits in etwa drei Millionen Menschen verschiedenster Glaubensrichtungen ihre letzte Ruhestätte. Die erste Einzelbestattung fand 1874 statt. Dieses Grab kann heute noch in Gruppe 0, Reihe 0, Nummer 1 besichtigt werden. Seit der Eröffnung wurde das Friedhofsgelände mehrmals erweitert. Neben dem interkonfessionellen Hauptteil mit den katholischen Gräbern gibt es unter anderem einen eigenen evangelischen, einen neuen und einen alten jüdischen Friedhof, Sondergrabstätten, einen Waldfriedhof sowie seit 2005 auch den ersten buddhistischen Friedhof Europas (Rabitsch 2009, Friedhöfe Wien 2022a).

Am Areal des Zentralfriedhofs befinden sich mehrere größere Gebäude. Das Zentrum bildet die Friedhofskirche „Zum Heiligen Karl Borromäus“, davor liegen die Präsidentengruft und Ehrengräber. Neben der Kirche befinden sich die weitläufigen neuen Arkaden sowie Gruftanlagen. Es gibt drei Aufbahrungshallen, einen Wirtschaftshof mit mehreren Gebäuden, die alten Arkaden in der Nähe des Haupteingangs und direkt bei Tor 2 die Friedhofsverwaltung, das Bestattungsmuseum, einen Infopoint sowie ein Cafe. Neben den Grabstätten und Gebäuden umfasst der Zentralfriedhof ein Straßen- und Wegenetz von insgesamt über 80 km, Hecken in einer Gesamtlänge von 40 km sowie rund 17 000 Bäume und naturnahe Wiesenflächen (Friedhöfe Wien 2022a).

Auf allen Wiener Friedhöfen gibt es naturbelassene Wiesen als Lebensraum für Insekten und Co. Am Zentralfriedhof sind es insgesamt 8 wild wachsende Wiesen mit einer Gesamtfläche von 119 640 m². Am Rand des Zentralfriedhofs, bei Tor 3, liegt der ‚Park der Ruhe und Kraft‘ und in der Nähe von Tor 9, am gegenüberliegenden Ende, liegt der ‚Naturgarten‘, beides wenig bewirtschaftete und daher besonders umweltfreundliche Grünflächen. Der Naturgarten allein ist schon knapp 40 000 m² groß und durchdacht strukturiert mit einem Biotop inklusive Schilfgürtel, Schmetterlingswiesen, einem felsigen Hügel sowie ausgewählten Bäumen und Sträuchern. Die Wiesen werden den Sommer über abwechselnd nicht gemäht (Friedhöfe Wien 2022b, 2022c).

Wanzen (*Heteroptera*) stellen eine sehr gute Indikatorgruppe für die Diversität eines Lebensraumes dar (Duelli und Obrist 1998) und Rabitsch konnte 2009 eine artenreiche und vielfältige Wanzenpopulation am Wiener Zentralfriedhof nachweisen. Die umfassende Fauna am Wiener Zentralfriedhof ist noch lange nicht vollständig untersucht (Lahl und Zeschmar-Lahl 2014), aber es wird unter Anderem von Rehen, Hasen, Singvögeln, Enten, dem Feldhamster, Fledermäusen, Feldgrillen und Bienen berichtet (Rabitsch 2009, Friedhöfe Wien 2022b). Das bedeutet, dass es neben den Besuchern am Zentralfriedhof auch eine Vielzahl tierischer Wirte für Stechmücken vorhanden sind.

Zusammenfassend kann der Wiener Zentralfriedhof im Hinblick auf die Eignung als Stechmückenhabitat analog zu Rabitsch (2009) und Konic et al. (2021) grob in folgende Habitats unterteilt werden. (1) Parklandschaft, (2) Naturnahe offene Flächen, (3) Dichte Vegetation bzw Wald, (4) Gebäude, siehe Abb. 13. Das Biotop im Naturgarten ist gesondert eingezeichnet.

Wie in Kapitel 2.3 besprochen, bevorzugen einzelne Arten unterschiedliche Habitats, dementsprechend sind die vier genannten Lebensräume unterschiedlich Attraktivität für einzelne Arten auf.

(1) Parklandschaft

typisches Friedhofsareal, gekennzeichnet durch intensive Pflege und einem hohen Aufkommen an Menschen sowie einer Fülle von Zierpflanzen und künstlichen Wasserbehältern in Form von Vasen, Wasserstellen für Kleinsäuger (siehe Abb. 11a) und Müll. Semipermanente stehende Wasserstellen für die Grabpflege in regelmäßigen Abständen (siehe Abb. 11b). Alleen bis buschige Wegbegrenzungen quer durchs Gelände. Potenziell attraktiv für: *Aedes* spp., *Culex* spp., *Culiseta* spp., *Uranotaenia* spp.

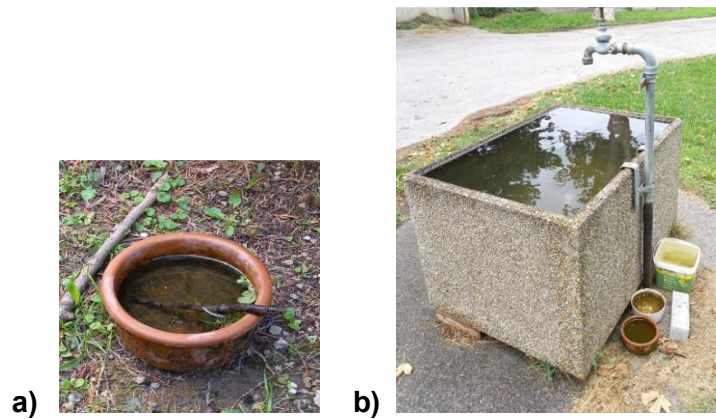


Abb. 11: Beispiele für Stechmückenbrutstätten am Wiener Zentralfriedhof.

a) Wasserstelle für Kleinsäuger von Friedhofsbesuchern und **b)** semipermanentes Wasserbecken für die Grabpflege

(2) Naturnahe offene Flächen

sonnige freie (Wiesen-) Flächen wie Naturgarten, Park der Ruhe und Kraft und Schmetterlingswiesen; viele natürliche Kohlenhydratquellen; Im Naturgarten auch ein naturnahes Biotop (siehe Abb. 12) mit Schilfgürtel als permanentes stehendes Gewässer. Potenziell attraktiv für: *Coquillettidia* spp., *Aedes* spp. (vor allem ‚Wiesenmücken‘ nach Mohrig (1969): *Ae. caspius*, *Ae. leucomelas*, *Ae. nigritus*, *Ae. cyprius*, *Ae. detritus*, *Ae. dorsalis*, *Ae. flavescens*, *Ae. vexans*), *Culex* spp.



Abb. 12: Naturnahe Flächen am Wiener Zentralfriedhof

a) Biotop mit Schilfgürtel, **b)** Schmetterlingswiese im Naturgarten



Abb. 13: Vier Habitattypen am Wiener Zentralfriedhof und Standorte der Fallen

(1) Hellgrün – Parklandschaft, (2) gelb – offene naturnahe Flächen, (3) blau - dichte Vegetation / Wald
(4) rot - Gebäude

(3) Dichte Vegetation bzw. Wald

kaum gepflegte oder aufgelassene Flächen mit (beginnender) Verwaldung, zum Beispiel der alte jüdische Friedhof oder der Waldfriedhof (Abb. 14) mit hoher Baumdichte. Kaum künstliche, dafür mehr natürliche Wasserstellen in Form von Baumhöhlen. Hohe Dichte an Wildtieren und Vögeln.

Potenziell attraktiv für: *Or. pulcripalpis* und Waldmücken nach Mohrig - *Ae. cantans*, *Ae. cataphylla*, *Ae. communis*, *Ae. intrudens*, *Ae. punctor*, *Ae. rusticus*, *Ae. cinereus*, *Ae. geniculatus*, *An. plumbeus* und *Cs. alaskaensis*.



Abb. 14: Waldfriedhof (links im Bild) und Teil des Wirtschaftshofs (rechts im Bild) am Wiener Zentralfriedhof

(4) Gebäude

Kirche, Wirtschaftshof (siehe Abb. 14), Aufbahrungshallen, Verwaltungsgebäude, alte und neue Arkaden, Infopoint, Cafe. Kühler Rückzugsort im Hochsommer. Stehende Wasserbehälter für alltägliche Friedhofstätigkeiten.

Potenziell attraktiv als Überwinterungsquartier für *Culex* spp. und *Anopheles* spp. und ganzjährig für typische Hausstechmücken wie *Culex pipiens* f. *molestus*.

Natürlich gilt es zu beachten, dass viele Stechmückenarten bereit sind für den bevorzugten Wirt oder bei hoher Populationsdichte weite Strecken zurücklegen, zum Beispiel *Aedes* spp. mehrere Kilometer (Becker et al. 2010). Der Zentralfriedhof hat an seinen breitesten Stellen eine Ausdehnung von in etwa 1,5 km Breite und 2,17 km Länge. Vom Naturgarten (offene naturnahe Wiese) sind es nur 900 m und vom alten jüdischen Friedhof (aufgelassenes

verwaldetes Gebiet) in etwa 740 m bis zum Ehrengrab Beethovens, welches sehr zentral liegt und ein hohes Besucheraufkommen aufweist. Das bedeutet, dass es beinahe für alle Stechmückenarten möglich sein sollte unabhängig von ihrem Schlupfort am Gelände des Friedhofs zu ihrer bevorzugten Wirtsspezies zu kommen.

Für die gebietsfremden Stechmückenarten der Gattung *Aedes*, wie *Ae. albopictus*, *Ae. aegypti*, *Ae. japonicus* und *Ae. koreicus*, die von besonderem öffentlichen Interesse sind, ist das typische Parkhabitat eines Friedhofes mit der Vielzahl an künstlichen kleinen Wasserstellen der ideale Lebensraum. Die ECDC empfiehlt daher auch gerade auf Friedhöfen Stechmücken Monitoringprogramme durchzuführen (ECDC 2012).

3.2 Fallentypen

Im Zuge dieser Arbeit wurden Ovitrap und BG Sentinel Fallen ‚BG - Sentinel 2‘ der Firma Biogents mit dem BG Lure Köder und CO₂ verwendet. Weiters wurden über denselben Zeitraum semipermanente Wasserstellen mit Hilfe von Schöpfproben auf Larven und Puppenstadien hin untersucht. Die Ergebnisse der Schöpfproben werden in einer eigenen Arbeit veröffentlicht.

3.3 Monitoring von Stechmückeneiern am Wiener Zentralfriedhof

Fallen

Für das Monitoring von Stechmückeneiern der Gattung *Aedes* wurden die im Folgenden beschriebenen Ovitrap (siehe Abb. 15) verwendet.

Diese bestehen aus einem schwarzen Hartplastikkübel mit einem Innendurchmesser von 12 cm und einem Füllungsvermögen von etwa 500 ml. Im oberen Drittel befinden sich zwei gegenüberliegende kleine Löcher in der Seitenwand, aus denen überflüssiges Wasser entweichen kann. Als Eiablagehilfe wurde ein Spannholzspatel (15 x 1,5 cm) mit einer Metallklammer am oberen Rand befestigt, so dass das Holz zum Teil im Wasser lag, zum Teil außerhalb. Die Ovitrap wurden gut sichtbar mit dem Hinweis ‚Gelsenfalle‘, der Bitte für das Friedhofspersonal und Besucher sie nicht zu entfernen und der Anschrift der Veterinärmedizinischen Universität Wien beschriftet. Die Fallen wurden mit Nutzwasser des Friedhofs befüllt.



Abb. 15: Ovitrap mit Holzspatel, Klammer und Beschriftung

Standorte

Es wurden 24 Ovitrapps verteilt über das Areal des Wiener Zentralfriedhofs aufgestellt. Die Standorte sind in Abb. 13 dargestellt und die genauen Koordinaten in Tab. 20 im Anhang angeführt. Vor Ort wurden die Koordinaten mit Hilfe der VECMAP App (Fa. Avia-GIS NV, Belgien) per Handy festgestellt und zusätzlich Fotos der Standorte in der App hinterlegt. Die Ovitrapps wurden maximal kniehoch in der Vegetation plaziert:

An 12 Standorten wurden neben den Ovitrapps auch Schöpfproben aus semipermanenten Wassersammelstellen des Friedhofs entnommen und auf Stecmückenlarven hin untersucht. Diese Standorte sind in Abb. 13 durch Dreiecke dargestellt. Bei Wasserstellen, die am 12. Juli 2021 während dem ersten Fallen Aufstellen über die Mittagszeit (von etwa 11 bis 14 Uhr) völlig in der Sonne lagen zeigt die Spitze des Dreiecks nach oben (Standorte 08, 12, 16, 18, 20, 22). Die Wasserstellen die am 12. Juli 2021 im (Halb-) Schatten lagen sind durch ein am Kopf stehendes Dreieck markiert (01, 02, 03, 06, 10, 14). Die Ergebnisse der Schöpfproben werden in einer eigenen Arbeit veröffentlicht.

Auf der Karte (Abb. 13) sind auch die in Kapitel 3.1 besprochenen verschiedenen Habitatzonen (1) Parklandschaft, (2) Naturnahe offene Flächen, (3) Dichte Vegetation / Wald, (4) Gebäude grob eingezeichnet. Es ist ersichtlich, dass die Standorte 05, 06, 07, 14, 15 nahe an menschlichen Gebäuden liegen. Die Standorte 02, 03, 04, 11, 16, 17, 18 hingegen liegen nahe an offenen freien Flächen und die Standorte 11, 12, 14 und 19 nahe an Gebieten mit dichter Vegetation bzw. Wald. Standorte 11 und 14 liegen an Grenzflächen. Die übrigen Ovitrapps wurden im mehr oder weniger frequentierten Friedhofsgelände mit parkähnlicher Landschaft aufgestellt (siehe auch Tab. 14). Natürlich ist die Vegetation über den gesamten Friedhof verteilt stellenweise mehr oder weniger dicht. Die Einteilung dient nur als grober Anhaltspunkt für die Interpretation und könnte in zukünftigen Arbeiten mehr Beachtung finden.

Zwei Ovitrap (Standort 04 und 05) wurden neben die BG Sentinel Fallen gestellt (siehe Abb. 16). Auch diese Standorte sind in Abb. 13 gesondert durch die sechseckige Form markiert. Die Ovitrap am Standort 05 wurde während der ersten Sammlung außerhalb des Wirtschaftshofes, wenige Meter von der BG Sentinel Falle entfernt, neu platziert. Dies war notwendig, da das Wirtschaftsgebäude nicht dauerhaft zugänglich war.



Abb. 16: BG Sentinel Falle und Ovitrap (Kreis) am Standort 04 im Naturpark.

Die ECDC empfiehlt für das Monitoring eines Gebietes wie einem Park oder einem Stadtbezirk auf invasive Stechmückenarten die Aufstellung von 3 bis 5 Ovitrap an unterschiedlichen Standorten um die Sensitivität zu erhöhen (ECDC 2012). Dieser Anspruch konnte auf jeden Fall erfüllt werden.

Probensammlung

Die Ovitrap wurden am 12. Juli 2021 aufgestellt und bis zum 29. September 2021 alle 6 bis 9 Tage besammelt. Insgesamt gibt es 240 Ovitrap - Proben von 11 Sammelzeiträumen. 24 Proben gingen verloren oder waren aufgrund Austrocknung unbrauchbar. Alle Verluste wurden zu Beginn des nächsten Sammelzeitraums durch neue Fallen ersetzt. Trockenen Stäbchen wurden trotzdem gesammelt. Das häufigste Sammelintervall waren 6 Tage (Sammelzeitraum 1, 4, 6, 9, 10), das längste Intervall von 9 Tagen wurde zweimal (Sammelzeitraum 3, 11) erreicht.

Die Holzstäbchen wurden vor Ort einzeln direkt in passenden Plastikhüllen gegeben und gegen neue Stäbchen ausgetauscht. Die Stäbchen wurden jeweils mit Standortnummer und Datum der Ausbringung versehen. Bis zur Auswertung wurden die Proben in den Plastikhüllen am Institut für Parasitologie an der Veterinärmedizinischen Universität in einem Tiefkühlfach bei Minus 20 °C aufbewahrt.

Die Sammlungen wurden in die VECMAP App (Fa. Avia-GIS NV, Belgien) eingetragen.

Morphologische und molekularbiologische Auswertung

Die Holzstäbchen wurden vorsichtig aus den Plastikhüllen genommen, um keine Eier abzustreifen. Anschließend wurden die Stäbchen auf beiden Seiten unter dem Stereomikroskop auf *Aedes* Eier hin durchgemustert. Wenn *Aedes* Eier gefunden wurden, wurden die Eier gezählt und der Fund wurde mit einer fortlaufenden Nummer notiert. Die Eier wurden in ein Eppendorf Tube abgekratzt und bei Minus 80 °C bis zur molekularbiologischen Analyse mittels Barcoding aufbewahrt.

DNA-Barcoding erlaubt die eindeutige Bestimmung von Arten anhand bestimmter Abschnitte aus deren Erbgut. Zuerst wird DNA aus den Proben extrahiert. Anschließend wird der Genabschnitt, der für einen Abgleich mit der Gendatenbank benötigt wird, mit Hilfe einer Polymerase Kettenreaktion (PCR) vervielfältigt. Die Produkte der PCR können mit Gelelektrophorese sichtbar gemacht und die resultierenden Gensequenzen mit Referenzdatenbanken für eine sichere Artbestimmung abgeglichen werden (ABOL 2022).

Die DNA-Extraktion aus den Stechmückeneiern erfolgte mit dem Qiagen DNeasy Blood and Tissue Kit (Firma QIAGEN®, Deutschland). Die Proben wurden nach Zugabe von 180 µl Buffer ATL, 20 µl Proteinkinase K und drei 1,4 mm oder einer 2,8 mm Keramikugel (Precellys Ceramic Kit 2.8 mm/1.4 mm, Peqlab, Erlangen, Deutschland) mit dem Tissue Lyser II homogenisiert. Nach Inkubation bei 56°C über Nacht wurde die Probe weiter nach Herstellerangaben prozessiert bis DNA für die PCR vorlag.

PCRs dienen der Verfielfältigung von DNA Fragmenten, so dass auch Proben mit wenig Ausgangsmaterial sicher identifiziert werden können. Dafür werden die drei Schritte Denaturierung, Annealing und Elongation mehrmals wiederholt. Die Denaturierung dient der Trennung der beiden DNA Doppelstränge. An die einzelnen Stränge können sich im zweiten Schritt (Annealing) geeignete Primer anlegen. Zuletzt werden die Primer durch taq-Polymerasen verlängert (Elongation), so dass nach dem ersten Zyklus zwei doppelsträngige

Kopien der ursprünglichen DNA vorliegen. Die Schritte müssen bei vorgegebenen Temperaturen durchgeführt werden. Um eine PCR durchzuführen werden Proben mit einem Mastermix vermengt. Dieser beinhaltet neben der DNA Polymerase, den vier DNA Nukleotiden und dem Buffer die beiden spezifischen Primer (Forward Primer und Reverse Primer) für die genetisch relevante Region (Mülhardt 2009). Für die Identifizierung von Insekten DNA wurden die beiden Primer LepF1 und LepR1 (siehe Abb. 17) verwendet, wie es in Herbert et al. (2004) beschrieben wurde. Diese binden an die mitochondriale Cytochrome-c-Oxidase-Untereinheit 1 (mt COI).

LepF1 5' – A T T C A A C C A A T C A T A A G A T A T – 3'

LepR1 5' – T A A A C T T C T G G A T G T C C A A A A A – 3'

Abb. 17: Primer LepF1 und LepR1 nach Herbert et al. (2004)

Die PCR Produkte wurden mit Hilfe von Gelelektrophorese sichtbar gemacht. DNA Moleküle wandern aufgrund ihrer negativ geladenen Phosphatgruppe in einem elektrischen Feld immer vom Minus- zum Pluspol. Geschieht dies in einer Agarose-Gelkammer, bei der die Agarose eine Siebfunktion hat, werden DNA Moleküle der Größe nach aufgetrennt und DNA Fragmente gleicher Größe sammeln sich im Gel in Form von Banden. Diese werden mit einem Farbstoff sichtbar gemacht (Mülhardt 2009). Für die Herstellung der Gelkammern wurden 1,8 g Agarose, 100 ml TBE Pufferlösung und 4,2 µl Midori Green verwendet. Mit UV-Lichtscannern (ChemiBIS genXpress®, DNR Bio Imaging Systems Ltd) und der Gelcapture Software Version 5.0 wurden die Ergebnisse digitalisiert und die Sequenzen gespeichert.

Anschließend wurden die Sequenzen mit vorhandenen Sequenzen im BOLD System (www.boldsystems.org) und der GenBank® (<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/>) Datenbank verglichen um die Stechmückenart festzustellen.

3.4 Monitoring von Adulten Stechmücken am Wiener Zentralfriedhof

Fallen

Für das Monitoring von adulten Stechmücken wurden zwei BG Sentinel Fallen der Firma Biogents an zwei unterschiedlichen Standorten über jeweils 24 Stunden am Zentralfriedhof aufgestellt (BG Sentinel Falle am Standort 04 siehe Abb. 18).

Die Fallen wurden mit einer Autobatterie betrieben, die mit einem schwarzen Kübel vollständig bedeckt und somit vor Witterung und Passanten geschützt wurde. Als Lockstoff waren der BG Lure Köder und Kohlendioxid (CO₂) im Einsatz. Der BG Lure Köder verströmt einen künstlichen menschlichen Hautgeruch und macht die Falle besonders für anthropophile Gelsenarten attraktiv. CO₂ wurde mit dem BG-CO₂ Generator Set der Firma Biogents erzeugt. Dabei wird von dem BG-CO₂ Puder, einer optimierten Mischung aus verschiedenen Hefestämmen und Nährstoffen, nach Zugabe von Zucker und Wasser Kohlendioxid produziert. Die Produktion des CO₂ erfolgte über 24 Stunden neben der eigentlichen Falle in einer isolierten Tragetasche, die für konstante Temperaturen sorgt. Von der Tragetasche wird das CO₂ durch einen Schlauch in die Falle geleitet. Das CO₂ macht die Falle für eine größere Anzahl an Stechmückenarten interessant (Biogents AG 2016, 2022). Der batteriebetriebene Ventilator verbreitete das CO₂ und die Duftstoffe des Köders durch den Deckel der Falle in der Umgebung. Die angelockten Stechmücken wurden durch die Sogwirkung des gleichen Ventilators beim Anfliegen der Falle durch den Ansaugtrichter in das Fangnetz gesogen. Zum Schutz vor plötzlichen Regenfällen wurde ein Regenschutz auf der Falle montiert.

Standorte

Eine BG Sentinel Falle (Falle BG_04) wurde im Naturgarten, also in der Nähe des naturnahen Biotops und entfernt von dem zentralen viel frequentierten Friedhofsteil installiert. Die zweite Adultfalle (Falle BG_05) hingegen wurde im Wirtschaftshof in unmittelbarer Nähe von menschlichen Gebäuden und in einem Areal mit hoher Mitarbeiterfrequenz aufgestellt. Die Standorte wurden so gewählt, dass die Fallen keinem direkten Wind ausgesetzt waren.

Neben beiden BG Sentinel Fallen wurden Ovitrap aufgestellt (OT_04 und OT_05). Nachdem das Gelände des Wirtschaftsgebäudes nicht durchgehend zugänglich war, wurde die Ovitrap OT_05 im Zuge der ersten Sammlung vor die Schranke des Wirtschaftshofs versetzt.

Die Koordinaten der BG Sentinel Fallen sind in Tab. 20 im Anhang angegeben. Sie wurden wie die Koordinaten der Ovitraps mit Hilfe der VECMAP App (Fa. Avia-GIS NV, Belgien) festgelegt und mittels Foto in der App dokumentiert.

Die Standorte der beiden Sentinel Fallen sind auf der Karte des Friedhofs in Abb. 13 als Sechsecke eingezeichnet.

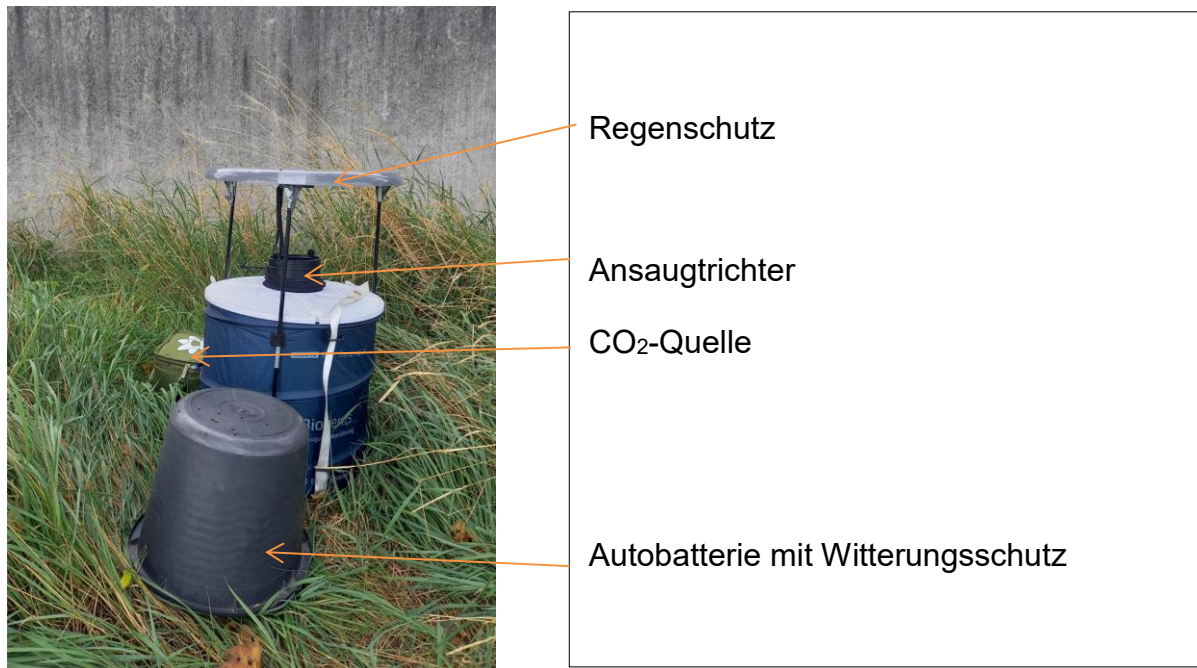


Abb. 18: BG Sentinel Falle am Standort 04 (Naturgarten)

Probensammlung

Die beiden Adultfallen wurden von Juli bis September 2021 in einem zwei Wochen Intervall jeweils für 24 Stunden aufgestellt. Eine Übersicht mit genauem Datum ist in Tab. 6 gegeben. Insgesamt konnten also 12 volle Fangnetze gewonnen werden.

Tab. 6: BG Sentinel Fallen – Daten der Ausbringung

Monat	Datum der Ausbringung
Juli 2021	12.07.2021 26.07.2021
August 2021	09.08.2021 23.08.2021
September 2021	06.09.2021 20.09.2021

Die Fangnetze wurden am Institut für Parasitologie der Veterinärmedizinischen Universität Wien bei Minus 20 °C bis zur morphologischen Auswertung aufbewahrt.

Morphologische Auswertung mit Bestimmungsschlüssel nach Becker

Die morphologische Auswertung der adulten Stechmücken erfolgte unter dem Stereomikroskop anhand des Bestimmungsschlüssels nach Becker (Becker et al. 2010).

Als erstes wurden Stechmücken anhand des Stechrüssels vom Beifang getrennt. Weibliche Stechmücken (erkennbar an den kaum behaarten Antennen und bei Culicinae zusätzlich an den kurzen Maxillarpalpen, siehe Kapitel 2.2) wurden anschließend einzeln schrittweise weiter bestimmt. Der detaillierte Bestimmungsalgorithmus ist in Becker et al. 2010 beschrieben.

Zuerst wurde anhand einfacher Charakteristika die Gattung bestimmt. Es wurde unter anderem die Form des Scutellums, der Verlauf der Analvene in den Flügeln, das Vorhandensein Prespiraculärer Borsten, das Verhältnis der Länge der Tarsomere des vorderen Beins zueinander, die Sichtbarkeit der Cerci und die Ausprägung der Schuppen an den Flügeln beachtet. Anschließend dienten Details wie die Färbung des Scutums, der Beine und des Abdomens zur Bestimmung der Stechmücke bis auf Artebene. Morphologisch nicht weiter bestimmbare Artkomplexe wie der *Cx. pipiens* Komplex wurden als solche vermerkt. Die Stechmückenart wurde notiert und jeweils alle Stechmücken einer Art aus einem Fang gemeinsam bei Minus 80 °C weiter aufbewahrt.

Im Folgenden wird ein kurzer Überblick der Morphologie einzelner Arten auf Basis des Bestimmungsschlüssels nach Becker (2010) und dem Beitrag von Mohrig (1969) zur Culicidenfauna Deutschlands gegeben.

Cx. pipiens / torrentium – Komplex

Weibliche Stechmücken des *Cx. pipiens* Komplexes (*Cx. pipiens* f. *pipiens*, *Cx. pipiens* f. *molestus* und Hybride) sowie *Cx. torrentium* sind morphologisch kaum zu unterscheiden. Es sind allgemein mittelgroße (Becker et al. 2010) bzw kleine und zierliche (Mohrig 1969) Stechmücken mit gelblich-braunem Erscheinungsbild. Das Mesonotum hat goldglänzende braune Schuppen ohne Streifenmuster. Beine und Flügel sind dunkel beschuppt. Die Terga des Abdomens sind ebenfalls überwiegend dunkel beschuppt und haben basal ein weißes Band.

Ae. vexans

Bei *Ae. vexans* Weibchen sind Kopf und Scutum mit dunklen braunen Schuppen bedeckt, am Scutum bilden schmale hellere Schuppen ein Muster. An den Beinen haben Tarsomere II und III der Vorderbeine, I bis IV der Mittelbeine und alle der Hinterbeine schmale blasse Ringe, die maximal $\frac{1}{4}$ der Länge der Tarsomere lang sind. An den Basen der Flügelgefäße gibt es vereinzelt hellere Schuppen, ansonsten sind die Flügel von *Ae. vexans* einfarbig dunkel beschuppt. Die Abdominalsegmente haben weiße Basalbänder, die der Terga III – VI sind in der Mitte deutlich schmaler und bilden ein zweilappiges Muster. Am letzten zugespitzten Abdominalsegment sind wie bei allen Stechmücken der Gattung *Aedes* die Cerci deutlich erkennbar.

Cq. richiardii

Weibliche Stechmücken der Art *Cq. richiardii* sind leicht zu erkennen. Sie sind schmutzig-gelb gefärbt durch die Mischung von braunen und hellen Schuppen an Kopf, Abdomen und Beinen. Die Flügelschuppen sind auffallend breiter als die von anderen Arten. Sie haben ein rundes Abdomen mit kaum sichtbaren Cerci. Die Tarsen haben eine weiße Zeichnung an der Basis und an allen Beinen hat das Tarsomer I (,erste Tarsenglied') einen zusätzlichen Ring aus weißen Schuppen in der Mitte. Dieser kann auch undeutlich ausfallen oder fehlen.

Ae. geniculatus

Ae. geniculatus lässt sich am metallischen Glanz der dunklen violett schimmernden Schuppen an Abdomen, Flügeln und Beinen erkennen. Zusätzlich ist der weiße Kniefleck an den Oberschenkeln und weiße Seitendreiecke an den Tergiten (Segmente II – VII) charakteristisch. Das Scutum ist weiß-schwarz gezeichnet. Die Cerci von *Ae. geniculatus* sind auffallend breit und abgerundet im Vergleich zu den Cerci der anderen europäischen *Aedes* Arten.

An. plumbeus

An. plumbeus ist eine vergleichsweise kleine Stechmückenart und hat wie *Ae. geniculatus* einen metallischen (Mohrig 1969) bzw. bleiernen (Becker et al. 2010) Glanz. Charakteristisch für die Unterfamilie der Anophelinae hat die Art kein dreilappiges, sondern ein rundes Scutellum. Das Scutum hat einen mittleren grauen Längsstreifen und ist sonst dunkel gefärbt.

Die Flügel sind mit zarten Schuppen dicht und dunkel beschuppt. Die Beine sind ebenfalls einfärbig dunkel (schwarz bis braun), nur die Coxen und Ventralseiten der Tibia sind etwas heller.

Abb. 19: Weibliche Stechmücken der Arten *Cx. pipiens / torrentium* (a), *Ae. vexans* (b), *Ae. geniculatus* (c), *Cq. richiardi* (d), *An. plumbeus* (e)



a) *Cx. pipiens / torrentium*, (c) Even Dankowicz – einige Rechte vorbehalten (CC BY)

<https://www.inaturalist.org/observations/19518568>



b) *Ae. vexans*, (c) Katja Schulz – (CC BY) von <https://www.inaturalist.org/observations/14003851>



c) *Ae. geniculatus*, (c) Patrick Hacker – (CC BY) von <https://www.inaturalist.org/observations/52683641>



d) *Cq. richiardi*, (c) Roman Prokhorov – (CC BY-NC) von <https://www.inaturalist.org/observations/28888497>



e) *An. plumbeus*, (c) Patrick Hacker – (CC BY) von <https://www.inaturalist.org/observations/54184946>

4 Ergebnisse

4.1 Ergebnisse Ovitrap

Insgesamt wurden in den 11 Sammelzeiträumen 264 Ovitrap aufgestellt. Von diesen gingen 9 Proben verloren. 15 Proben wurden ausgetrocknet vorgefunden, was sie als Eiablageplatz für Stechmücken disqualifiziert. Die Proben wurden trotzdem angeschaut, werden aber in der Statistik nicht zu den vollständigen Proben gezählt.

Tab. 7: Ovitrap – Übersicht vollständige Proben und Verluste

	Absolut	in %
Ausgelegte Ovitrap gesamt	264	100
Verluste	9	3,4
Ausgetrocknet	15	5,7
Vollständige Proben	240	90,9

240 Proben blieben während dem jeweiligen Sammelzeitraum intakt und konnten korrekt gesammelt werden, welches 91 % der ausgelegten Proben entspricht. Diese Daten sind in Tab. 7 und Abb. 20 dargestellt.

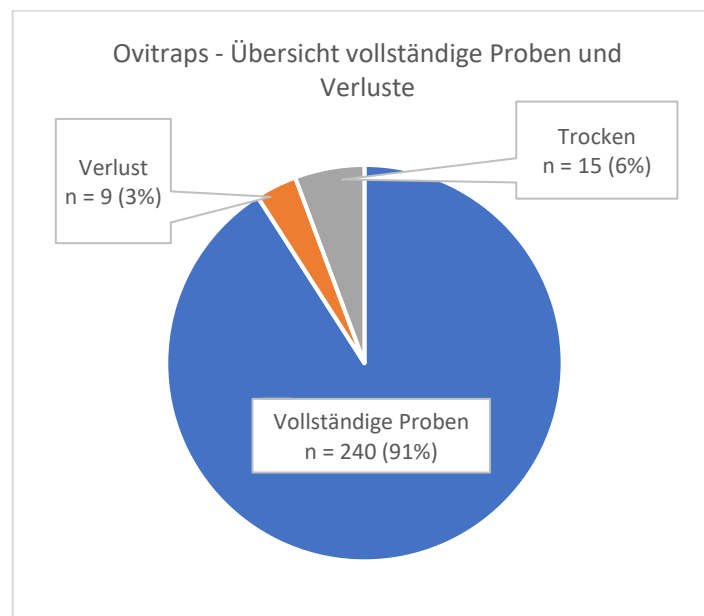


Abb. 20: Ovitrap – Übersicht vollständige Proben und Verluste in Prozent

Von den vollständigen Proben konnten auf 25 (10 %), mit dem Stereomikroskop morphologisch *Aedes* Eier identifiziert werden. Diese wurden mittels Barcoding weiter auf Artniveau bestimmt. Bei 7 (3 %) der vollständigen Proben, kam man mit Barcode auf kein Ergebnis. Bei den restlichen 7 % konnte die Stechmückenart molekularbiologisch identifiziert werden. Bezogen auf die 24 Standorte waren 46% (11/24) zumindest einmal positiv. Siehe Tab. 8 und **Abb. 21**: Ovitrap – Standorte (positive vs negative)Abb. 21.

Tab. 8: Ovitrap – Übersicht vollständige Proben und positive/negative Standorte

	Absolut	In %
Vollständige Proben	240	100
Positiv (morphologisch <i>Ae. spp.</i> Eier, Barcode negativ)	7	2,9
Positiv (morphologisch <i>Ae. spp.</i> Eier, Barcode bestätigt)	18	7,5
Negative Proben	215	89,6
Standorte gesamt	24	100%
Positiv (morphologisch <i>Ae. spp.</i> Eier, Barcode negativ)	2	8,3
Positiv (morphologisch <i>Ae. spp.</i> Eier, Barcode bestätigt)	9	37,5
Negative Standorte	13	54,2

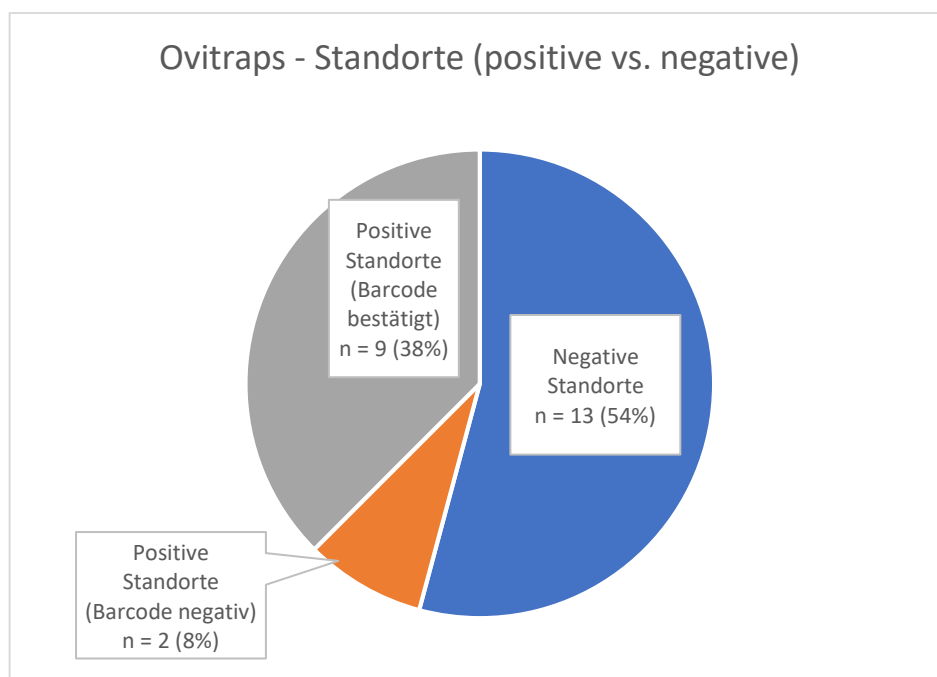


Abb. 21: Ovitrap – Standorte (positive vs negative)

Auf den 25 morphologisch positiven Proben wurden insgesamt 936 einzelne Stechmückeneier gezählt, wobei über die Hälfte der Eier und genau 50 % der Barcode positiven Proben im September gesammelt wurden. Im Juli wurde nur 1 positive Probe und insgesamt am wenigsten Eier gesammelt. Die Anzahl der positiven Proben und gefundenen Stechmückeneier pro Monat ist in Abb. 22 und in Tab. 9 angeführt.

Tab. 9: Ovitrap – Positive Proben und Anzahl Stechmückeneier nach Monaten

	absolut	In %
Positive Proben (morphologisch)	25	100
Juli	1	4
August	9	36
September	15	60
Positive Proben (Morphologisch, Barcode negativ)	7	100
Juli	0	0
August	1	14,3
September	6	85,7
Positive Proben (Morphologisch, Barcode bestätigt)	18	100
Juli	1	5,6
August	8	44,4
September	9	50,0
Stechmückeneier	936	100
Juli	60	6,4
August	355	37,9
September	521	55,7

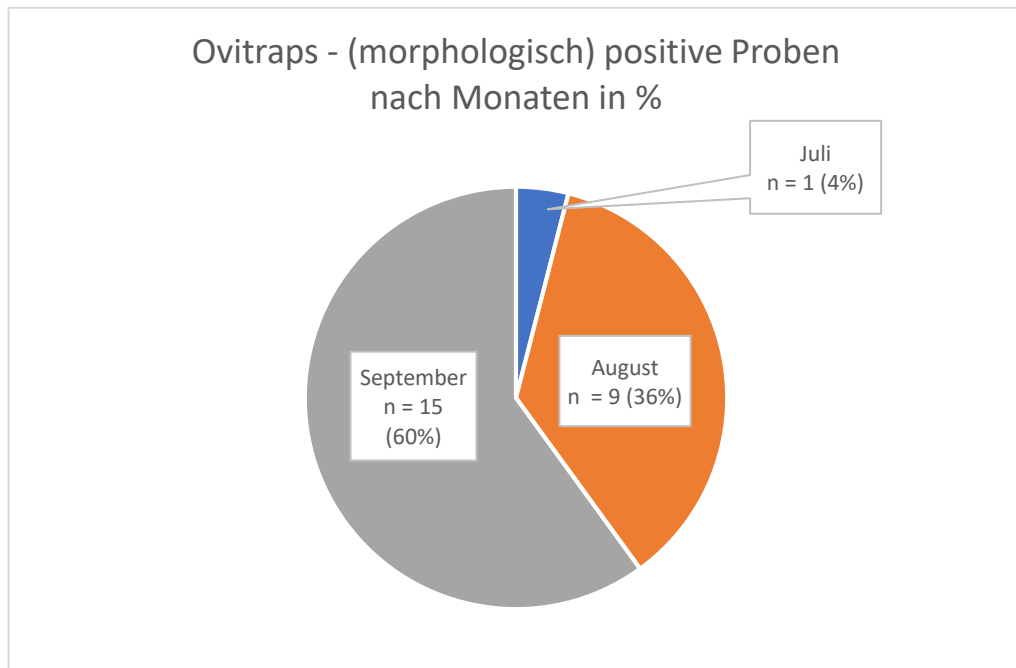


Abb. 22: Ovitrap – (morphologisch) positive Proben nach Monaten in Prozent

Wenn man die Anzahl der mittels Barcode auf Artniveau identifizierten Proben auf die Monate aufschlüsselt und auf die pro Monat ausgebrachten Proben bezieht kommt man auf folgende Zahlen (siehe auch Tab. 10, Abb. 23). Im August konnten rund 95 % der ausgelegten Ovitrap ausgewertet werden, während es im Juli und September nur rund 89 % waren. Von den korrekt gesammelten Proben konnten wiederum im Juli nur auf 2 %, im August auf 10 % und im September auf knapp 18 % morphologisch *Aedes* Eier identifiziert werden. Im September konnten 11 % der korrekt gesammelten Proben mittels Barcoding bis auf Artniveau identifiziert werden. Auffallend ist, dass im September nur in 60 % der morphologisch positiven Proben auch molekularbiologisch eine Stechmückenart identifiziert werden konnte (im Juli 100 %, im August 88,9 %).

Tab. 10: Ovitrap – Vollständige und positive Proben pro Monat bezogen auf die monatlich ausgebrachten Fallen

	Ausgebrachte Ovitrap	Vollständige Proben		Positive Proben (Morphologisch)		Positive Proben (Morphologisch, Barcode bestätigt)	
	<i>Absolut</i>	<i>Absolut</i>	<i>In %</i>	<i>Absolut</i>	<i>In %</i>	<i>Absolut</i>	<i>In %</i>
Juli	72	64	88,9	1	1,6	1	1,6
August	96	91	94,8	9	9,9	8	8,8
September	96	85	88,5	15	17,6	9	10,6

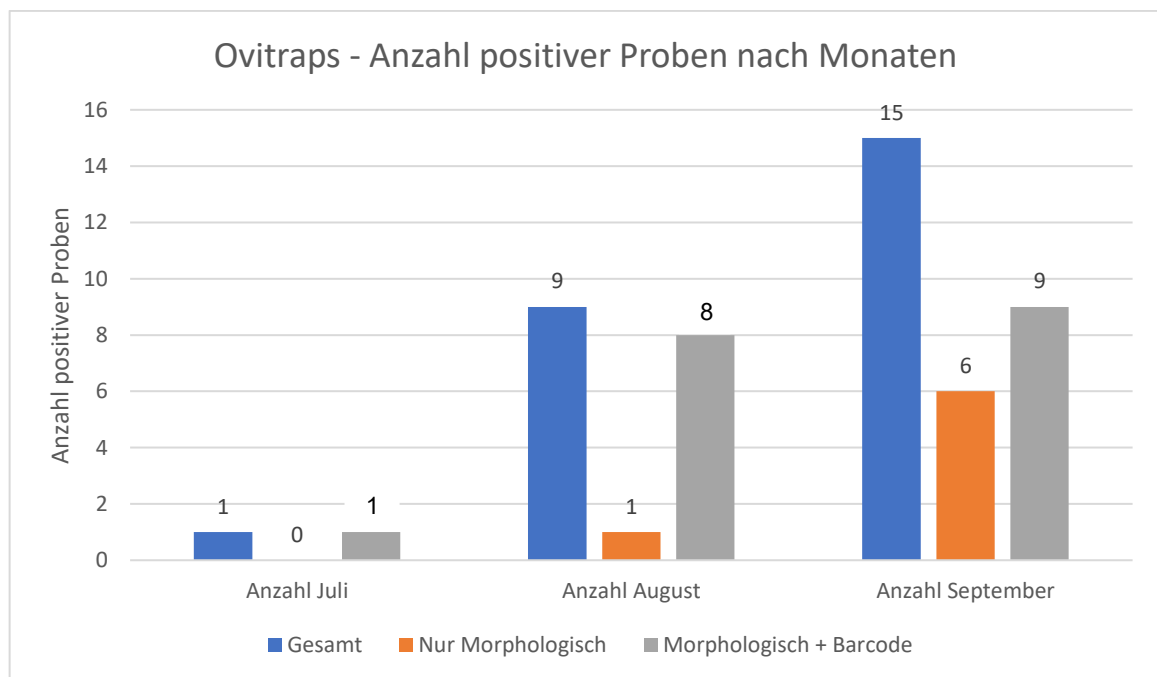


Abb. 23: Ovitrap – Anzahl positiver Proben (gesamt, nur morphologisch und mit Barcode bestätigte) nach Monaten

Mittels PCR konnten drei verschiedene Stechmückenarten - *Ae. geniculatus*, *Ae. japonicus* und *Ae. koreicus* – identifiziert werden. Rund 16 % der Eier konnten mit Barcoding nicht bestimmt werden. Knapp über 56 % aller Eier wurden von der einheimische Stechmückenart *Ae. geniculatus* gelegt. Die beiden gebietsfremden Arten *Ae. japonicus* und *Ae. koreicus* sind gemeinsam aufgerundet für 30 % der positiven Proben verantwortlich. Die genauen Zahlen

sind in Tab. 11 angeführt. In Abb. 24 sind die prozentuellen Anteile der drei Arten an den barcode-bestätigt positiven Proben dargestellt.

Tab. 11: Ovitrap – Identifizierte Stechmückenarten

	Absolut	in %
Mit Barcode bestimmte Stechmückeneier	936	100
<i>Ae. geniculatus</i>	532	56,8
<i>Ae. japonicus</i>	247	26,4
<i>Ae. koreicus</i>	9	1,0
Barcode negativ	148	15,8
Barcode positive Proben	18	100
<i>Ae. geniculatus</i>	13	72,2
<i>Ae. japonicus</i>	4	22,2
<i>Ae. koreicus</i>	1	5,6

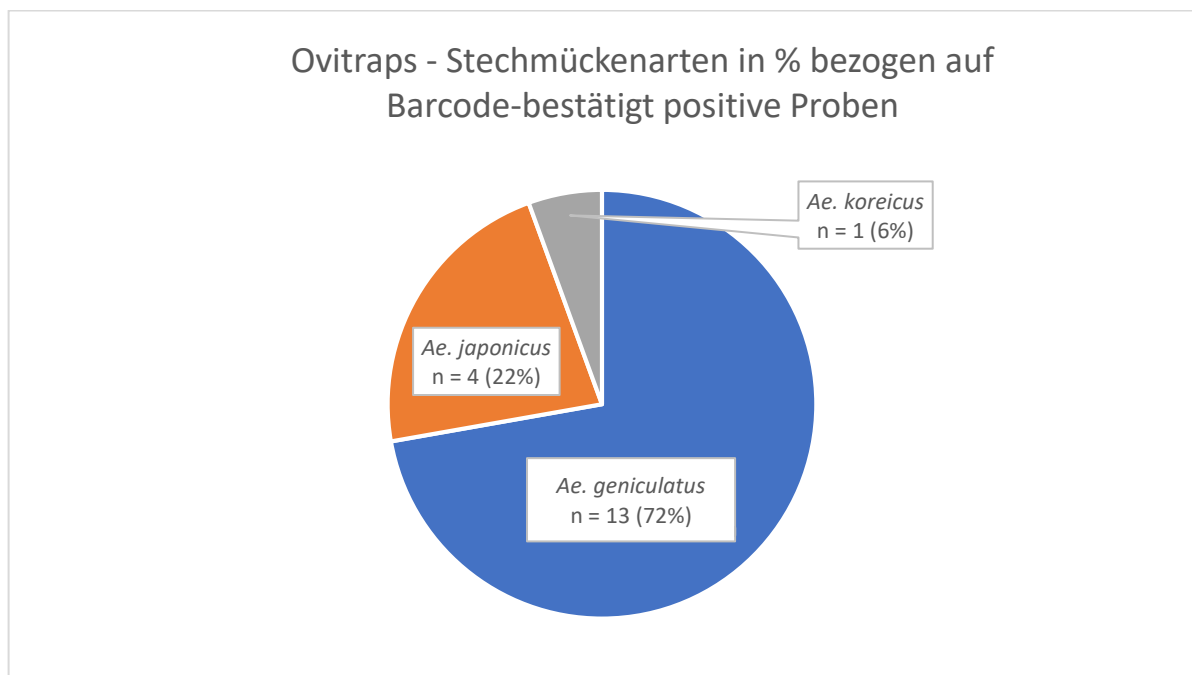


Abb. 24: Ovitrap – Identifizierte Stechmückenarten in Prozent, bezogen auf Barcode-bestätigt positive Proben

Aedes japonicus wurde über den ganzen Sommer hinweg in allen drei Monaten in insgesamt 4 Proben nachgewiesen. *Aedes koreicus* konnte nur im August auf einer einzelnen Probe

identifiziert werden. *Aedes geniculatus*, von der 72 % der Barcode-positiven Eier stammten, legte nur im August und September Eier in Ovitrap ab. Siehe auch Tab. 12 und Abb. 25.

Tab. 12: Ovitrap - Anzahl (barcode-bestätigter) positiver Proben und Anzahl Stechmückeneier nach Stechmückenart und Monat

		Anzahl Eier <i>absolut</i>	Anzahl Proben	
			<i>absolut</i>	<i>In %</i>
<i>Ae. geniculatus</i>	Juli	0	0	0
	August	294	6	46,2
	September	238	7	53,8
	gesamt	532	13	100
<i>Ae. japonicus</i>	Juli	60	1	25
	August	7	1	25
	September	180	2	50
	gesamt	247	4	100
<i>Ae. koreicus</i>	Juli	0	0	0
	August	9	1	100
	September	0	0	0
	gesamt	9	1	100

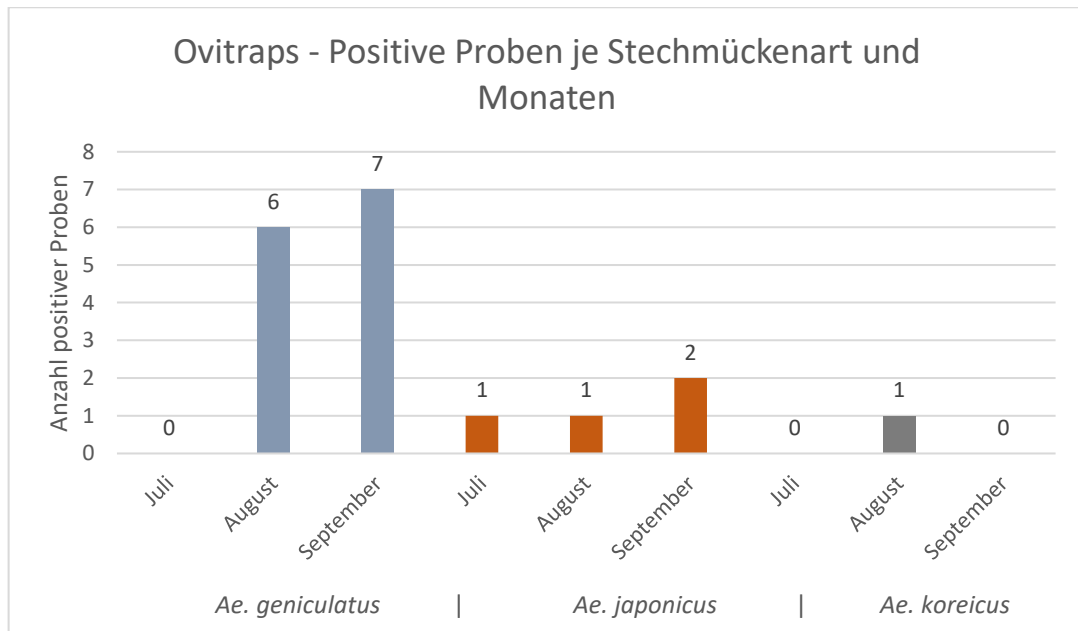


Abb. 25: Ovitrap – Positive Proben nach Stechmückenart und Monat

Aufgeschlüsselt nach Monaten stammt der Großteil der (Barcode-bestätigten) positiven Proben im August (75 %) und September (78 %) von *Ae. geniculatus*. Im Juli waren 100 % und im September 22 % der erfolgreich ausgewerteten Proben von *Ae. japonicus*. Proben mit *Ae. koreicus* machten im August 12,5 % der Barcode positiven Proben aus. Siehe Tab. 13 und Abb. 26.

Tab. 13: Ovitrap – Stechmückenarten nach Monaten, Anzahl Eier und Anzahl positiver Proben.

		Eier	Anzahl Proben		
		<i>Absolut</i> ¹	<i>Absolut</i> ¹	<i>In %</i> ¹	<i>In %</i> ²
Juli	<i>Ae. geniculatus</i>	-	-	-	-
	<i>Ae. japonicus</i>	60	1	100	100
	<i>Ae. koreicus</i>	-	-	-	-
	Barcode neg.	-	-	-	-
	Gesamt	60	1		
August	<i>Ae. geniculatus</i>	294	6	66,7	75
	<i>Ae. japonicus</i>	7	1	11,1	12,5
	<i>Ae. koreicus</i>	9	1	11,1	12,5
	Barcode neg.	45	1	11,1	
	Gesamt	355	9		
September	<i>Ae. geniculatus</i>	238	7	46,7	77,8
	<i>Ae. japonicus</i>	180	2	13,3	22,2
	<i>Ae. koreicus</i>	-	-	-	-
	Barcode neg.	103	6	40,0	
	Gesamt	521	15		

¹ bezogen auf alle positiven Proben, ² bezogen auf alle barcode-bestätigt positiven Proben

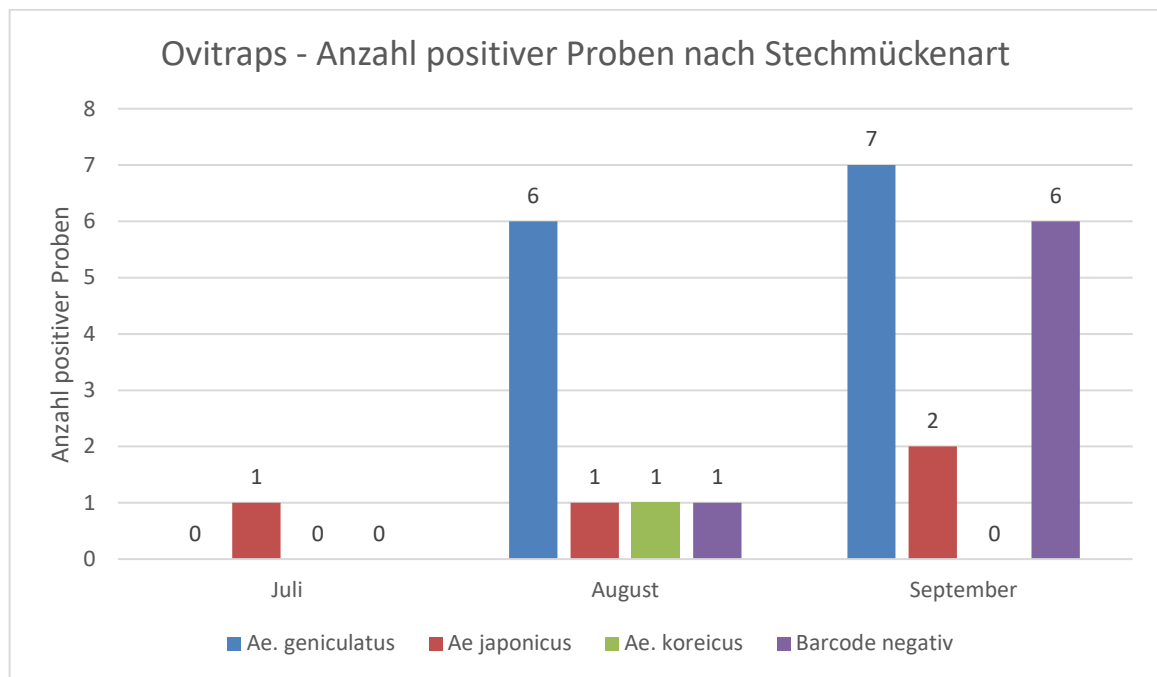


Abb. 26: Ovitrap – Anzahl positiver Proben nach Stechmückenart pro Monat

Sammelzeitraum:	Juli			August				September			
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
OT_01											
OT_02			T								T
OT_03					T	45 BN	120 AG	39 BN	X	T	
OT_04											1 BN
OT_05	X										
OT_06											
OT_07									3 BN	T	26 AG
OT_08											
OT_09										20 AG	
OT_10		X	T						X		
OT_11		T	T	T	T	6 AG	T	T	X	X	T
OT_12											
OT_13		60 AJ									139 AJ
OT_14				7 AJ	9 AK			41 AJ			
OT_15					115 AG	3 AG		5 BN	2 AG	62 AG	
OT_16	T								X	20 AG	
OT_17											
OT_18		T						1 BN			
OT_19											
OT_20											
OT_21				18 AG	32 AG			55 BN	100 AG		8 AG
OT_22											
OT_23							X	X			
OT_24											

Abb. 27: Ovitrap – Raster von allen ausgebrachten Fallen. Verluste und Anzahl gefundener Eier.

Das Raster in Abb. 27 stellt alle ausgebrachten Ovitrap, Verluste und Ergebnisse dar. Die genauen Daten der Sammelzeiträume 1 bis 11 waren: 12.-18.7.2021, 18.-26.7.2021, 26.7.-4.8.2021, 4.-10.8.2021, 10.-18.8.2021, 18.-24.8.2021, 24.8.-1.9.2021, 1.-8.9.2021, 8.-14.9.2021, 14.-20.9.2021, 20.-29.9.2021

Aus der Abb. 27 geht hervor, dass von den 24 Ovitrap 13 Fallen nie als Eibablageplatz verwendet wurden. 6 Fallen waren mehrmals positiv. OT_13 und OT_14 wurden jeweils zweimal von *Ae. japonicus* verwendet. OT_14 war zugleich die Falle mit dem einzigen Fund an *Ae. koreicus*. Diese Falle lag wie in Kapitel 3.1 diskutiert und in Abb. 13 dargestellt an einer Grenzlinie zweier Habitattypen (Wald / Gebäude). In Tab.14 sind die Fallenstandorte nach Habitattyp geordnet aufgelistet. Die gefundenen Arten sind bei den Standorten notiert.

Tab. 14: Ovitrap – Standorte nach Habitattyp und gefundene Arten.

Fallenstandortnummer und gefundene Arten nach Habitattypen

AG = *Ae. geniculatus*, AJ = *Ae. japonicus*, AK = *Ae. koreicus*, BN = Barcode negativ

Jul. = Juli, Aug. = August, Sep. = September

Rot = Standorte mit Funden der gebietsfremeden Arten *Ae. japonicus* und *Ae. koreicus*.

Park	Wiese	Wald	Gebäude
01	02	12	05
08	03 – AG (Aug.), BN (Aug., Sep.)	19	06
09 – AG (Sep.)	04 – BN (Sep.)		07 – AG (Sep.), BN (Sep.)
10	16 – AG (Aug.)		15 – AG (Aug., Sep.), BN (Sep.)
13 – AJ (Jul., Sep.)	17		
20	18 - BN (Sep.)		
21 – AG (Aug., Sep.), BN (Sep.)			
22			
23			
24			
	11 – AG (Aug.)		
			14 – AK (Aug.), AJ (Aug., Sep.)

In zwei der 11 Sammelzeiträumen konnte keine einzige morphologisch positive Probe gewonnen werden. Diese beiden Sammelzeiträume (1 und 3) liegen beide im Juli. Der Zeitraum 3 ging von 26.07.2021 bis 04.08.2021 und war 9 Tage lang.

Weiters ist in Abb. 27 zu erkennen, dass die Falle OT_11 von 11 geplanten Sammlungen nur zweimal korrekt gesammelt werden konnte. Von den zwei Mal war eine Probe positiv.

Im Anhang ist eine Tabelle mit den genauen Daten der Ausbringung, Sammlung sowie den Ergebnissen aller positiver Ovitrapps angeführt (Tab. 21).

4.2 Ergebnisse BG Sentinel Fallen

Mit den beiden BG Sentinel Fallen (BG_04 im Naturgarten und BG_05 beim Wirtschaftshof) konnten an 6 Sammeltagen (siehe Tab. 6) insgesamt 143 Stechmücken gefangen werden. Davon ließen sich mehr als die Hälfte, nämlich 60 % im August anlocken. Am wenigsten Stechmücken wurden im September gefangen (10 % aller gefangenen Mücken). Die Daten werden in Tab. 15 und in Abb. 27 veranschaulicht.

Tab. 15: BG Sentinel Fallen – Anzahl gefangener Stechmücken nach Monaten

	Absolut	In %
Stechmücken gesamt	143	100
Juli	43	30,1
August	86	60,1
September	14	9,8

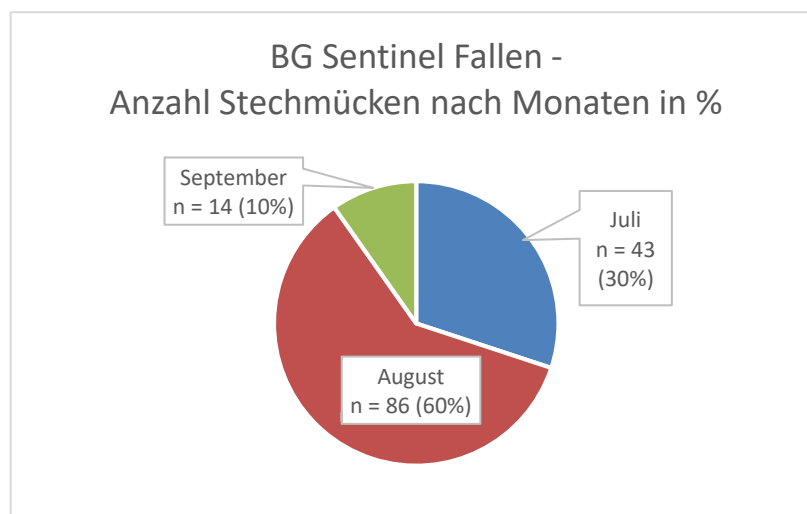


Abb. 28: BG Sentinel Fallen – Anzahl gefangener Stechmücken nach Monaten in Prozent

Im Juli und September konnten mehr Stechmücken mit der Falle BG_04, also im Naturgarten, als mit der Falle BG_05 im Wirtschaftshof gefangen werden. Im August wurden mit beiden Fallen jeweils 43 Weibliche Gelsen gefangen. Diese Zahlen werden in Tab. 16 und Abb. 29 veranschaulicht. Bei der Falle BG_05 gibt es einen deutlichen Unterschied (von über 30 Individuen) zwischen dem Fangenerfolg im August und dem im Juli und September, während die Falle BG_04 im Juli nur 10 Stechmücken weniger fing als im August.

Tab. 16: BG Sentinel Fallen – Anzahl gefangener Stechmücken nach Monaten und Standort.

		Absolut	In % ¹
Juli	BG_04	33	23,1
	BG_05	10	7,0
	Gesamt	43	
August	BG_04	43	30,1
	BG_05	43	30,1
	Gesamt	86	
September	BG_04	8	5,6
	BG_05	6	4,2
	Gesamt	14	

¹bezogen auf die Gesamtanzahl von 143 Stechmücken

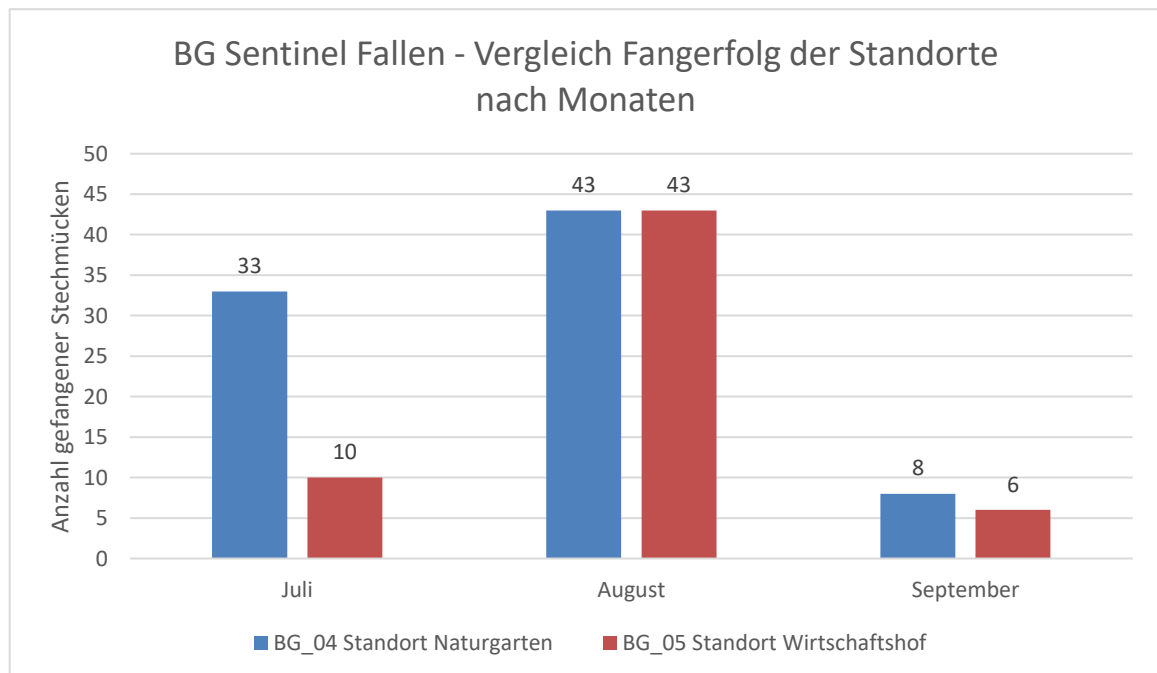


Abb. 29: BG Sentinel Fallen – Vergleich Fangenerfolg der Standorte nach Monaten

Es konnten fünf verschiedene Stechmückenarten von 4 Gattungen gefangen werden, nämlich *Cx. pipiens / torrentium*, *Cq. richiardii*, *Ae. vexans*, *Ae. geniculatus* und *An. plumbeus*. Alle genannten Arten sind in Österreich heimisch. *Culex pipiens / torrentium* wird als Komplex angeführt, weil eine genauere Bestimmung allein morphologisch nicht möglich ist. Von *An. plumbeus* ging nur ein einzelnes Exemplar in die Falle, während der *Cx. pipiens / torrentium* Komplex mit 81 % die häufigste gefangene Mückenart war (siehe auch Tab. 17). Am zweithäufigsten wurde *Ae. vexans* gefangen. Zusammengezählt können 15 % der gefangenen Stechmücken der Gattung *Aedes* zugeordnet werden, wie auch aus Abb. 30 hervorgeht.

Tab. 17: BG Sentinel Fallen – Gefangene Stechmückenarten

	Absolut	in %
Stechmücken gesamt	143	100
<i>Cx. pipiens / torrentium</i>	116	81,1
<i>Ae. vexans</i>	19	13,3
<i>Cq. richiardii</i>	4	2,8
<i>Ae. geniculatus</i>	3	2,1
<i>An. plumbeus</i>	1	0,7

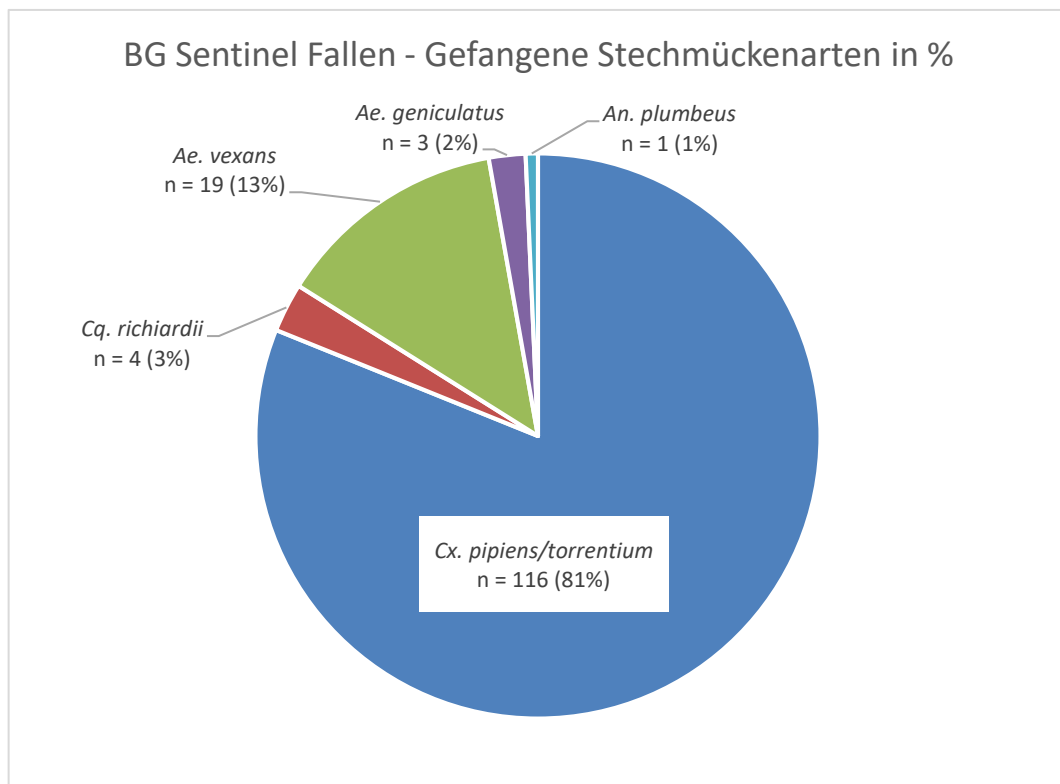


Abb. 30: BG Sentinel Fallen – Gefangene Stechmückenarten in Prozent

In Abb. 31 und Abb. 31 sind die Stechmückenarten für die beiden unterschiedlichen Standorte der Fallen (BG_04 im Naturgarten mitten in einer offenen Wiesenlandschaft, BG_05 nahe menschlichen Gebäuden im Wirtschaftshof) vergleichend dargestellt. Die Daten dazu sind in Tab. 18 angeführt. *Culex pipiens / torrentium* war an beiden Standorten die häufigste Art. Beim Wirtschaftshof bezogen auf die Gesamtzahl pro Standort mit 73 % allerdings relativ gesehen weniger häufig als im Naturgarten (87 % der Stechmücken bezogen auf die Gesamtzahl des Standorts).

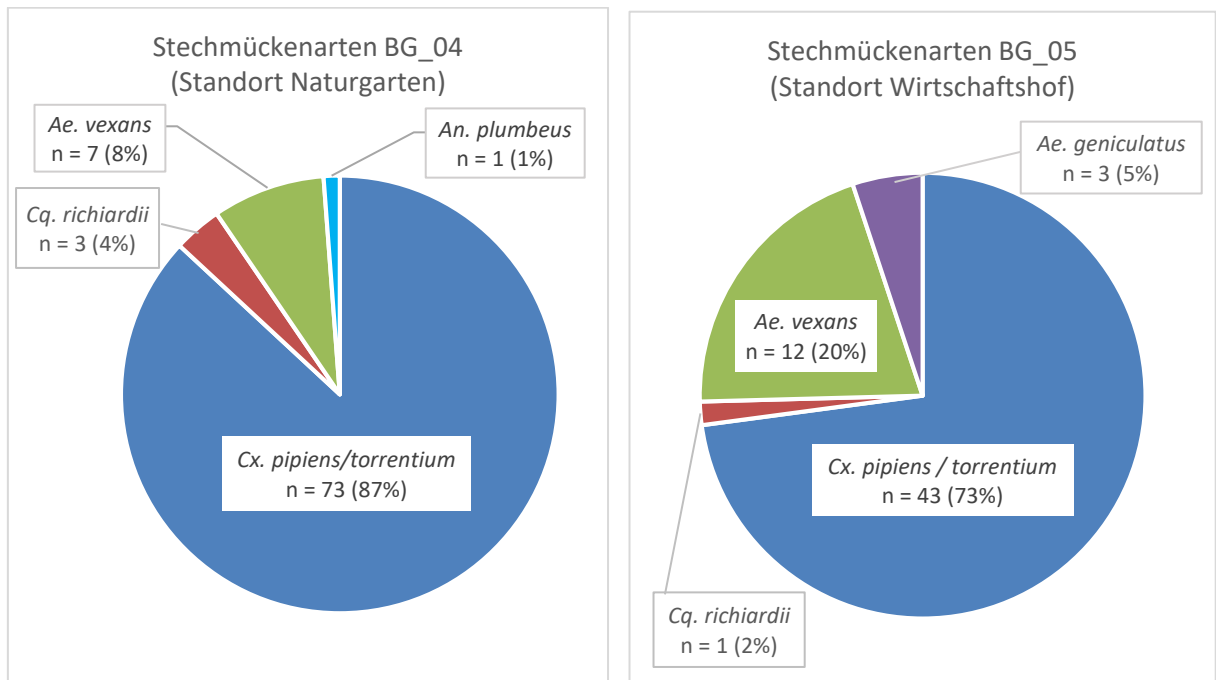


Abb. 31: BG Sentinel Fallen – Vergleich Stechmückenarten für Standort 04 im Naturgarten (links) und Standort 05 im Wirtschaftshof (rechts)

Tab. 18: BG Sentinel Fallen - Anzahl gefangener Stechmücken nach Standorten

	Anzahl Stechmücken			
	BG_04		BG_05	
	Absolut	In %	Absolut	In %
<i>Cx. pipiens/torrentium</i>	73	86,9	43	72,9
<i>Ae. vexans</i>	7	8,3	12	20,3
<i>Cq. richiardii</i>	3	3,6	1	1,7
<i>Ae. geniculatus</i>	0	0	3	5,1
<i>An. plumbeus</i>	1	1,2	0	0
Gesamt	84	100	59	100

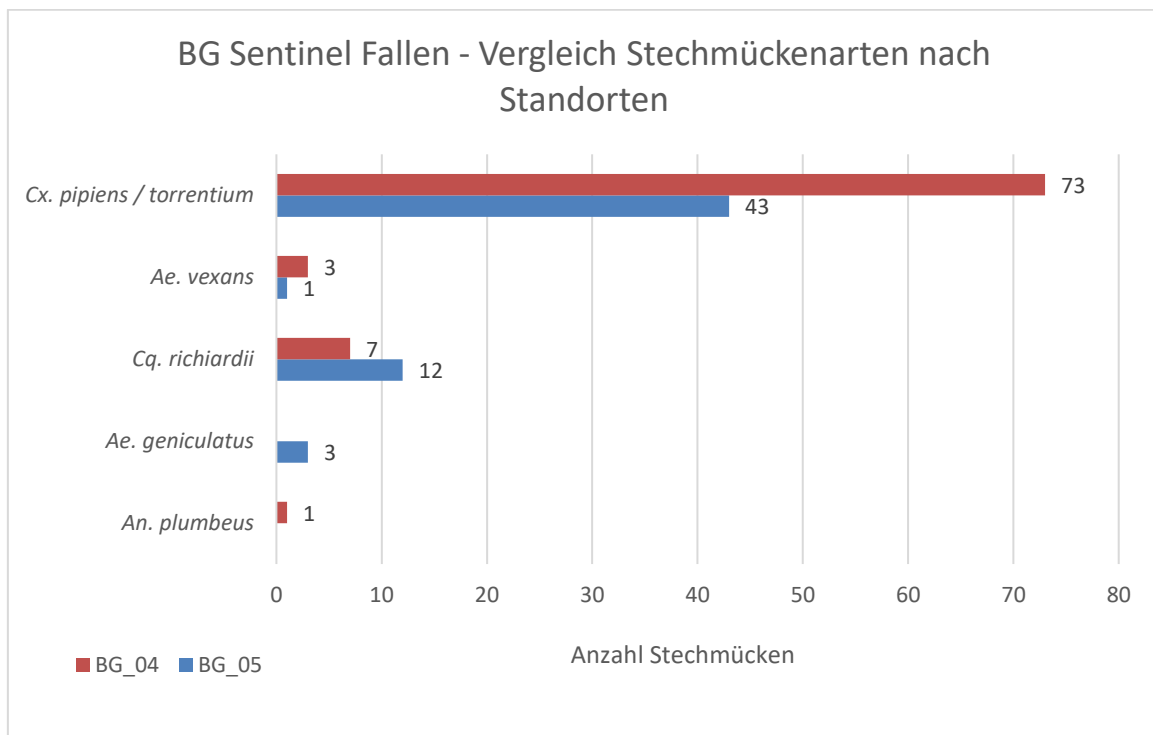


Abb. 32: BG Sentinel Fallen – Vergleich Stechmückenarten nach Standorten

Auffallend ist, dass *An. plumbeus* nur im Naturgarten und *Ae. geniculatus* nur beim Wirtschaftshof gefangen wurden. *Culex pipiens / torrentium* war an beiden Standorten die häufigste und *Ae. vexans* an beiden Standorten die zweithäufigste Art.

Vergleicht man die gefangenen Stechmückenarten nach Monaten (siehe Tab. 19, Abb. 33), erkennt man einen eindeutigen Peak der gefangenen Individuen von *Ae. vexans* und *Cx. pipiens / torrentium* im August. Die vier Exemplare von *Cq. richiardii* wurden alle im Juli gefangen, die einzelne *An. plumbeus* im September. *Aedes geniculatus* ging im Juli nicht in die Falle.

Tab. 19: BG Sentinel Fallen – Anzahl gefangener Stechmücken nach Monaten

	Juli	August	September
<i>Cx. pipiens/torrentium</i>	38	68	10
<i>Ae. vexans</i>	1	17	1
<i>Cq. richiardii</i>	4	-	-
<i>Ae. geniculatus</i>	-	1	2
<i>An. plumbeus</i>	-	-	1
Gesamt	43	86	14

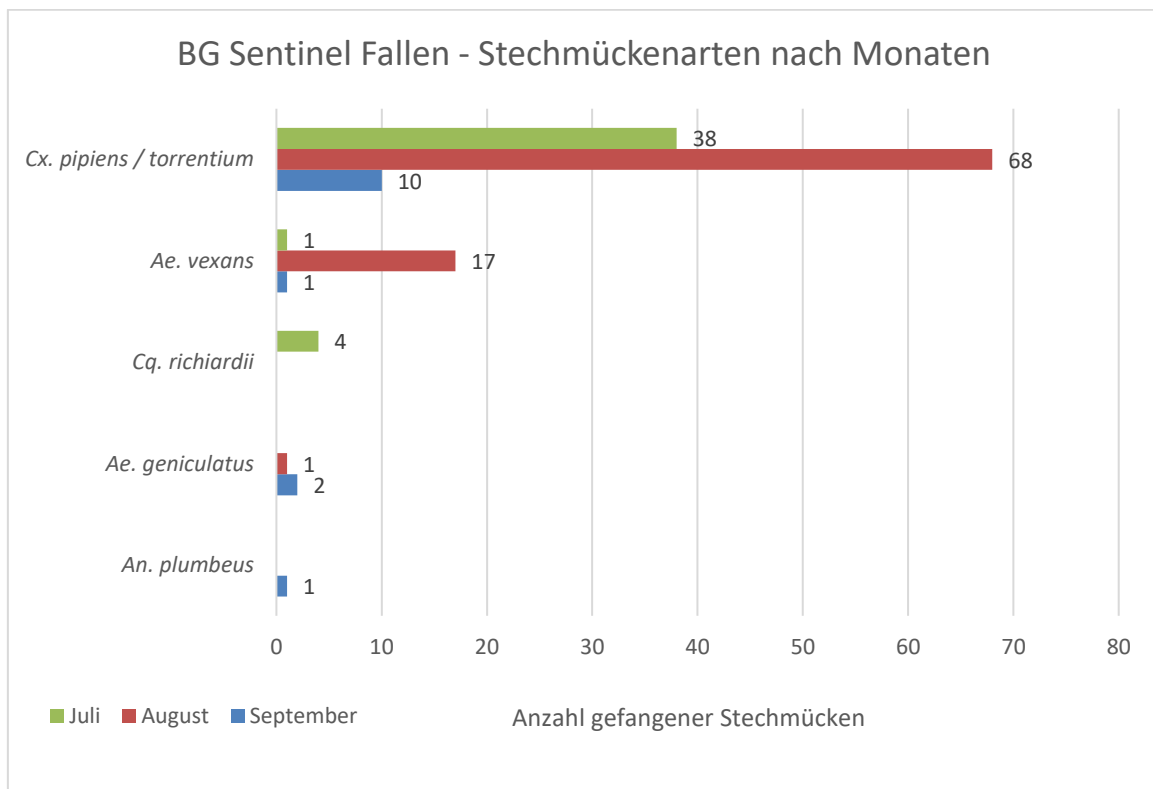


Abb. 33: BG – Sentinel Fallen Stechmückenarten nach Monaten

Eine Übersicht aller Fangtage der BG Sentinel Fallen, der jeweils gefangenen Exemplare und internen Probennummern ist im Anhang (Tab. 22) angeführt.

4.3 Statistik

Die Ergebnisse wurden mit Hilfe von Microsoft Excel Tabellen zusammengefasst und mit Diagrammen veranschaulicht.

5 Diskussion

Mit Hilfe von Ovitrapns konnten von Juli bis September 2021 am Wiener Zentralfriedhof die Stechmückenarten *Ae. geniculatus*, *Ae. japonicus* und *Ae. koreicus* nachgewiesen werden. Mit CO₂ ausgestattete BG Sentinel Fallen wurden im gleichen Zeitraum die heimischen Arten *Cx. pipiens / torrentium*, *Ae. vexans*, *Cq. richiardii*, *Ae. geniculatus* und *An. plumbeus* gefangen.

Von den Ovitrapns (n = 264) gingen insgesamt 9% (n = 24) der ausgelegten Proben entweder verloren (n = 9) oder waren ausgetrocknet (n = 15), also nicht verwertbar. Mit einem geringen Verlust ist immer zu rechnen. 91 % der Proben (n = 240) waren vollständig und von diesen konnten auf 10 % (n = 25) Eier von *Aedes* spp. nachgewiesen werden. Bezogen auf alle Standorte (n = 24) konnten an 46% (n = 11) Stechmückeneier gefunden werden. Die gebietsfremden Arten *Ae. japonicus* und *Ae. koreicus* wurden an 8% der Standorte (n = 2) identifiziert. Im Sommer 2018 konnten im Zuge der Studie von Fuehrer et al. (2020) in Tirol in 27% (n = 18) aller ausgebrachter Ovitrapns (n = 67) Eier von invasiven Stechmückenarten gefunden werden (ein etwa dreimal so hoher Prozentsatz). Allerdings wurden die Fallen in Tirol an strategischen ‚Points of entry‘ platziert, also zum Beispiel entlang von Autobahnen, wo generell ein größeres Vorkommen von invasiven *Aedes* Arten erwartet wird (Tannich und Lühken 2020). Außerdem wurden die Fallen über einen längeren Zeitraum, von Mai bis Oktober, ausgebracht (Fuehrer et al. 2020). Auf Friedhöfen stehen Ovitrapns darüber hinaus in direkter Konkurrenz zu unzähligen anderen potenziell als Brutstätten geeigneten künstlichen Wasserstellen (Vasen, Kerzenbecher, Gießkannen, Wasserbecken, Vogeltränken).

Fast 30 % der Proben, auf denen morphologisch *Aedes* Eier gefunden werden konnten, waren anschließend bei der molekularbiologischen Auswertung negativ. Das bedeutet, dass mit Hilfe der PCR zwar DNA Segmente vervielfältigt wurden, das Signal am Ende allerdings für einen verlässlichen Sequenzabgleich mit den Datenbanken nicht exakt genug war. Dies kann passieren, wenn die Ziel DNA verunreinigt wurde, beispielsweise mit Schimmelpilzsporen oder Pflanzenpollen. Es betraf am Zentralfriedhof nur Proben von den Standorten 03, 07, 15, 18 und 21. An allen genannten Standorten bis auf Standort 18 wurden in anderen Zeiträumen Eier von *Ae. geniculatus* gefunden. Weiters ist auffallend, dass von den sechs Barcode-negativen Proben vier am 1.9.2021 gesammelt wurden. Möglicherweise war die Qualität der Proben bedingt durch die Jahreszeit neben eventuellen Verunreinigungen für die negativen Ergebnisse verantwortlich.

In Relation zu den gesamten Ovitrap-Proben eines Monats waren im September am meisten (18 %) und im Juli am wenigsten (2 %) Proben positiv. Als positiv werden hier Ovitrap-Stäbchen gezählt, auf denen *Aedes* Eier gefunden wurden, unabhängig vom Ergebnis des Barcodings. Aber auch wenn man nur die Barcode-positiven Proben zwischen den Monaten vergleicht, waren im September mit knapp 11 % am meisten Proben positiv (Juli 2 %, August 9 %).

Mit den Adultfallen hingegen wurden im September insgesamt am wenigsten (10 %) und im August am meisten (60 %) Stechmücken gefangen. Laut der Zentralanstalt für Meteorologie und Geodynamik (ZAMG) gab es im Sommer 2021 in allen drei Monaten Abweichungen vom langjährigen Klimamittel.

So war es im Juli 2021 sehr nass mit überdurchschnittlich viel Regen, einem Starkregen Ereignis um den 17. Juli in Wien, gepaart mit einem Plus an Sonnenstunden für die östliche Region Österreichs (ZAMG 2021a). Die heftigen Unwetter könnten verantwortlich für die geringe Ausbeute der Ovitrap- im Juli sein. Gerade invasive *Aedes* Arten sind an extreme Wetterverhältnisse mit starken Regenfällen mit ihrer Eiablagestrategie gut angepasst. Bei der starken Konkurrenz an vorübergehend verfügbaren kleinen Wasserstellen nach dem Starkregen waren die Stechmücken noch weniger als ohnehin auf Ovitrap- als Eiablageplätze angewiesen. Außerdem wurden die Fallen eventuell nicht unmittelbar nach dem Aufstellen als Eiablageplatz angenommen.

Darauf folgte ein ungewöhnlich kühler und sonnenarmer August. Es gab in den Außenbezirken Wiens beispielsweise um die Hälfte weniger Hitzetage (Tage mit Maximaltemperaturen über 30 °C) als im langjährigen Klimamittel, dafür um 25 bis 75 % mehr Niederschlag und über den gesamten Monat keine längere Trockenphase (ZAMG 2021b). Trotzdem konnten im August die meisten Stechmücken mit den Adultfallen gefangen werden. Der Fangerfolg erklärt sich durch den jährlichen saisonalen Stechmücken Peak im August und war zu erwarten.

Im September 2021 wich das Wetter ebenfalls von durchschnittlichen Werten um diese Jahreszeit ab, allerdings in die gegenteilige Richtung. Der September war ungewöhnlich warm und trocken mit doppelt so vielen Sommertagen wie durchschnittlich in den letzten 30 Jahren. Vor allem die erste Hälfte des Monats war weitgehend ohne Niederschlag, in Wien gab es ein Niederschlagsdefizit von Minus 65 % (ZAMG 2021c). Eine mögliche Erklärung für die hohe Ausbeute der Ovitrap- im September ist die lange Trockenperiode (und damit ein Ausbleiben des Schlupfreizes) Anfang des Monats. Der schlechte Fangerfolg der Adultfallen im

September könnte eine verspätet sichtbare Auswirkung des verregneten und kalten Augusts sein, gepaart mit der fortgeschrittenen Jahreszeit, zu der einige heimische Stechmückenarten ihren saisonalen Peak bereits überschritten haben.

In den Sammelzeiträumen 1 (12. bis 18. Juli 2021) und 3 (26. Juli bis 4. August 2021) waren sämtliche Ovitrap an allen 24 Standorten negativ. Dazu ist anzumerken, dass es am 17. Juli, also gegen Ende des Sammelzeitraums 1, in Wien heftigen Niederschlag gab (ZAMG 2021a). Der Sammelzeitraum 3 war wiederum einer der beiden neun Tage Intervalle. Die ECDC empfiehlt Ovitrap längstens 8 Tagen stehen zu lassen, um einen potenziellen Schlupf zu verhindern (ECDC 2012). Das lange Intervall könnte die fehlende Ausbeute erklären, auch wenn es im Sammelzeitraum 11 (20. bis 29. September 2021) im September trotz gleich langem Intervall und vergleichbaren Temperaturen 4 positive Ovitrap gab.

Knapp die Hälfte (46 %, 11/24) der Ovitrap wurde zumindest einmal als Eiablageplatz verwendet und ein Viertel (6/24) sogar mehrmals. Unter Beachtung der unterschiedlichen Habitattypen, an die die Ovitrap angrenzten, waren Ovitrap in Parklandschaft zu 30 % (3/10), Ovitrap bei freien Flächen zu 71 % (5/7), angrenzend an dichte Vegetation zu 50 % (2/4), in unmittelbarer Nähe zu menschlichen Gebäuden in 3 von 5 Fällen (zu 60 %) und an Grenzflächen zu 100 % (2/2) positiv. Alle positiven Fallen in Gebäudenähe wurden jeweils mindestens zweimal als Eiablageplatz genutzt. Die beiden Standorte 13 und 14 (siehe Abb. 13), an denen *Ae. japonicus* und *Ae. koreicus* nachgewiesen werden konnte, lagen beide an Grenzflächen von Habitattypen, ein Typ war jeweils Wald. Die grobe Einteilung und die Koordinaten der positiven Standorte könnte in zukünftigen Arbeiten mehr Beachtung finden.

Die Ovitrap am Standort 11 (siehe Abb. 13) ging neunmal entweder verloren oder war ausgetrocknet. Auch geringes Umstellen in einem akzeptablen Ausmaß ohne den Standort zu ändern konnte an den hohen Ausfällen nichts ändern. Dennoch konnte auf einer von den zwei vollständigen Proben von diesem Standort *Ae. geniculatus* nachgewiesen werden.

Alle drei mit Ovitrap nachgewiesenen Stechmückenarten (*Ae. geniculatus*, *Ae. japonicus*, *Ae. koreicus*) sind anthropophil und belästigen ihre Wirte auch tagsüber (Turell et al. 2005, Becker et al. 2010, Negri et al. 2021). *Aedes geniculatus* kommt dazu regelmäßig in Massen vor (Becker et al. 2010), während *Ae. japonicus* für sein aggressives Stechverhalten bekannt ist (Schaffner et al. 2003, Kampen et al. 2012). Adulte von *Ae. japonicus* und *Ae. koreicus* sind gut an kältere Temperaturen angepasst und bereits ab Mai bis Oktober bzw. November aktiv

auf Wirtssuche (Andreadis et al. 2001, Versteirt et al. 2012, Montarsi et al. 2013). Zusammengefasst werden alle drei Arten als Lästlinge wahrgenommen.

Die Japanische Buschmücke, *Ae. japonicus* (Theobald, 1901) (auch *Ochlerotatus japonicus japonicus* (Reinert 2000) oder *Hulecoeteomyia japonica japonica* (Reinert et al. 2006)), kommt ursprünglich aus Ostasien, wo sie in Japan, Korea, Taiwan, im südlichen China und in Südost Russlands verbreitet ist (Tanaka et al. 1979). Mittlerweile kommt die Art in Nordamerika und Mitteleuropa vor, wobei die genauen Importrouten nicht vollständig geklärt sind und wird sich vermutlich weiter ausbreiten (Medlock et al. 2012). In Österreich wurde das erste Exemplar 2011 in der Südsteiermark gefunden (Seidel et al. 2012), heute gilt die Art mit Nachweisen aus allen Bundesländern in Österreich als etabliert (Fuehrer 2019). *Ae. japonicus* bevorzugt dichtere Vegetation (Büsche/Wald) (Balestrino et al. 2016), gehört aber im Hinblick auf Eiablageplätze zu den typischen ‚Container-breeding‘ Spezies und gibt sich mit kleinsten Wasseransammlungen jeglicher Art zufrieden (Reifen, Baumhöhlen, Vasen, Vogeltränken, Regentonnen, Brunnen) (Kampen und Werner 2014). Auch Wasserstellen mit einem hohen Gehalt an organischem Material werden angenommen (Versteirt et al. 2009). Es gibt starke Hinweise dafür, dass *Ae. japonicus* indigene Stechmückenarten in neu etablierten Territorien vertreiben kann, durch Überlegenheit ihnen gegenüber im Kampf um Nahrungsressourcen im Larvenstadium (Andreadis und Wolfe 2010, Kampen et al. 2012). Auch gegenüber *Ae. albopictus* hat die Art durch ihre größere Kältetoleranz und einen frühen Schlupf im Jahr einen Vorteil, während die Larven von *Ae. albopictus* in direkter Futterkonkurrenz erfolgreicher sind (Armistead et al. 2012).

Die Koreanische Buschmücke, *Ae. koreicus* (Edwards, 1917) (auch *Ochlerotatus koreicus* (Reinert 2000) oder *Hulecoeteomyia koreica* (Reinert et al., 2006)), stammt ebenfalls ursprünglich aus Ostasien (Tanaka et al. 1979) und wurde in Europa erstmals 2008 in Belgien (Versteirt et al. 2012) nachgewiesen. Im Zuge der vorliegenden Arbeit wurde diese Art erstmals in Wien gefunden. In Italien gibt es eine Population, die sich von Nordosten nach Südwesten ausbreitet (Negri et al. 2021), während in anderen europäischen Staaten über Jahre nur räumlich begrenzte kleinere Populationen ohne Ausbreitungstendenzen beobachtet werden konnten (Versteirt et al. 2012, Hohmeister et al. 2021). *Aedes koreicus* fühlt sich im alpinen Raum bei Temperaturen von 23-28 °C und in Höhen von bis zu 1250 Höhenmetern wohl (Montarsi et al. 2013). Die Kältetoleranz bringt der Art wiederum einen Entwicklungsvorteil gegenüber *Ae. albopictus* (Baldacchino et al. 2017), während zu hohe Temperaturen das Vorkommen der Art eher negativ beeinflussen (Kurucz et al. 2020). Als Brutstätte wird variabel

von Gartenteichen und Baumhöhlen bis zu Pfützen in Fahrspuren und Friedhofsvasen jede kleinste Wasseransammlung angenommen (Versteirt et al. 2012, Medlock 2015) und Larven von *Ae. koreicus* werden häufiger in städtischem Umfeld gefunden als die von *Ae. japonicus* (Tanaka et al. 1979).

Taxonomisch gesehen gehören beide Arten zur *Japonicus* Gruppe und Untergattung *Finlaya* der Gattung *Aedes* (Tanaka et al. 1979). Sie sind sich morphologisch und genetisch sehr ähnlich (Hohmeister et al. 2021). Beide sind relativ große Stechmücken mit einem schwarz-weißen Erscheinungsbild und länglichen hellen Schuppenreihen am Scutum. Die morphologischen Hauptunterscheidungsmerkmale der beiden Arten sind die Färbung des Hinterbeins (helles basales Band an Tarsomere IV und helle Basis des Femurs bei *Ae. koreicus*; beide Stellen dunkel gefärbt bei *Ae. japonicus*) und das Vorhandensein von subspiraculären Schuppen (helle Schuppen variabel vorhanden bei *Ae. koreicus*; subspiraculärer Fleck fehlt bei *Ae. japonicus*) (Pfitzner et al. 2018).

Beide Arten sind potenzielle Vektoren für Pathogene, Untersuchungen im Feld fehlen jedoch (Medlock et al. 2012, Fuehrer 2019, Negri et al. 2021). *Aedes japonicus* spielt in seinen Ursprungsländern als Vektor nur eine untergeordnete Rolle (Schaffner et al. 2003, Werner und Kampen 2013). Es wurde USUV in einer Probe aus Graz in einem *Ae. japonicus* Exemplar nachgewiesen (Camp et al. 2019) und die Art ist ein potenzieller Vektor für WNV (Wagner et al. 2018) und DENV (Schaffner et al. 2011) in Laborstudien. *Aedes koreicus* kann nachweislich *D. immitis* und *Brugia malayi* übertragen (Montarsi et al. 2015) und es gibt einen Bericht zur Übertragung des Japanischen Enzephalitis Virus durch *Ae. koreicus* aus Russland (Miles 1964). Die Vektorkompetenz von *Ae. koreicus* für ZIKV wurde bestätigt, während die Art WNV nicht übertragen kann (Jansen et al. 2021). Beide Arten haben eine Vektorkompetenz für CHIKV (Ciocchetta et al. 2018, Schaffner et al. 2011, Jansen et al. 2021).

Aedes geniculatus wurde sowohl mit Ovitrap als auch mit BG Sentinel Fallen nachgewiesen, welches auf einen großen Bestand am Wiener Zentralfriedhof hindeutet. Die Art wird von Mohrig (1969) als auch von Becker et al. (2010) als vorwiegend in Baumhöhlen reproduzierende Waldmückenart beschrieben, deren Larven häufig gemeinsam mit *An. plumbeus* vorkommen. *Aedes geniculatus* ist anthropophil und sticht auch tagsüber. Vor Kurzem konnte gezeigt werden, dass sie CHIKV erfolgreich übertragen kann (Prudhomme et al. 2019). *Aedes geniculatus* wurde mit den Adultfallen nur am Standort im Wirtschaftshof gefangen, während *An. plumbeus* nur im Naturgarten in die Falle ging. Dies lässt sich durch

die Wirtspräferenz von *Ae. geniculatus* (anthropophil) und *An. plumbeus* (mammalophil) erklären.

Anopheles plumbeus adaptiert sich zunehmend an den urbanen Lebensraum und reproduziert neben Baumhöhlen inzwischen auch in künstlichen Wasserbehältern. Untersuchungen aus der Schweiz mit Wildfängen von *An. plumbeus* haben gezeigt, dass diese kompetenten Vektoren für *P. falciparum* (wichtigster Erreger der humanen Malaria) sind. Auch wenn *An. plumbeus* seit dem 20. Jahrhundert nur eine untergeordnete Rolle als Vektor für humane Malaria spielt, birgt die Anpassung der Stechmückenart an den Menschen ein potenzielles Risiko für das Wiederaufflammen der Erkrankung in Mitteleuropa (Schaffner et al. 2012).

Von den weiteren mit BG Sentinel Fallen gefangenen Stechmückenarten am Wiener Zentralfriedhof sind Arten des *Cx. pipiens / torrentium* Komplex, *Ae. vexans* und *Cq. richiardii* als Vektoren des WNV bekannt. Aktuell hat dieses Virus in Österreich für den Menschen die größte gesundheitliche Bedeutung (Lebl et al. 2015). Der *Cx. pipiens / torrentium* Komplex war mit 81 % die häufigste mit Adultfallen gefangene Stechmückenart am Wiener Zentralfriedhof.

Coquillettidia richiardii (Becker et al. 2010) und Hybride des *Cx. pipiens*-Komplexes (Osório et al. 2014, Zittra et al. 2016) stechen sowohl Menschen als auch Vögel und stellen somit vermutlich Brückenvektoren für Zoonosen dar. Beide Arten überwintern gerne in menschlichen Gebäuden (Becker et al. 2010).

Durch die hohe Dichte an Blumenvasen, Wasserbecken und zusätzlichen Tränken für kleine Säuger (wie in Abb. 11) auf Friedhöfen, sind Stechmückenpopulationen dort sehr schwer einzudämmen (Vezzani 2007). Die Entfernung aller Wasserbehälter wäre genauso wie ein sehr häufiger Wasserwechsel in allen Blumenvasen zwar effektiv, ist aber aus kulturellen Gründen bzw. auf größeren Friedhöfen aufgrund der Vielzahl der Gefäße nicht umzusetzen (Schultz 1989, Vezzani 2007).

Maßnahmen, die umsetzbar sind und konkret Erfolge zur Reduktion der Stechmückenpopulation bringen sind die Verwendung von Kunstblumen, leere Gefäße auf den Kopf zu stellen (damit sich kein Regenwasser sammeln kann), Vasen mit Abflusslöchern, die nicht verstopfen können und Bronzevasen zu verwenden (Shanafelt 1969, Schultz 1989, O'Meara et al. 1992). Blumenvasen mit feuchter Erde oder Sand statt mit Wasser zu füllen wird ebenfalls angeführt, die Effektivität ist aber umstritten (Vezzani 2007).

Die Aufklärung von Besuchern wird in dem Review von Vezzani (2007) als Schlüsselfaktor in Bekämpfungsprogrammen genannt. Die gehäufte Ansammlung von Blumenvasen zu

besonderen Anlässen wie Feiertagen sollte in der Ausarbeitung von Strategien beachtet werden. Friedhofsverwalter können Aufklärungskampagnen starten, Vorschriften im Bezug auf Vasen erlassen, die öffentlichen Wasserstellen am Friedhofsgelände gestalten lassen und wissen wann mit besonders vielen Besuchern (und damit Blumenvasen) zu rechnen ist. Sie nehmen dementsprechend eine zentrale Stellung im Hinblick auf Kontrollmaßnahmen für Stechmücken auf Friedhöfen ein (Vezzani 2007).

Auch Tannich und Lühken (2020) betonen die große Auswirkung, die eine frühzeitige und gezielte Bekämpfung von Brutstätten mit Hilfe der Bevölkerung auf die Eindämmung von invasiven Stechmückenarten hat. Darunter verstehen sie das gezielte Reinigen von Wasserstellen und der Einsatz von *Bacillus thuringiensis israelensis* (B.t.i.). B.t.i. ist ein aerobes Bakterium, das durch Toxinbildung zum Tod von Gelsenlarven führt, nachdem es von diesen aufgenommen wurde. Es ist aufgrund seiner spezifischen Wirkung auf mehrere Nematocera (Mückenarten) das am häufigsten eingesetzte Insektizid gegen Gelsen und wird zum Beispiel in den March-Thaya Auen in Niederösterreich regelmäßig ausgebracht. Mögliche Langzeiteffekte und indirekte Auswirkungen auf Ökosysteme sind jedoch noch nicht abschließend geklärt. Ausschlaggebend dafür sind Dosierung, Ausbringungsmethoden, Rahmenbedingungen vor Ort und die Schulung beteiligter Personen (Wolfram und Wenzlund 2018).

Die vorliegende Arbeit hat gezeigt, dass am Wiener Zentralfriedhof sowohl invasive *Aedes* Arten als auch eine Vielfalt an heimischen Stechmückenarten vorkommen. Die koreanische Buschmücke, *Ae. koreicus*, konnte erstmals in Wien nachgewiesen werden. Dies betont die Sinnhaftigkeit von Gelsen-Monitoring Programmen um die Etablierung invasiver Stechmückenarten in urbanen Lebensräumen früh erfassen zu können. Aufbauend auf den vorliegenden Ergebnissen können weitere Projekte die Koordinaten der positiven Standorte und die vorgenommene Einteilung in vier Habitattypen des Friedhofs für eine zukünftige Standortwahl heranziehen. Es wurden mehrere Arten nachgewiesen, die potenzielle Vektoren für humanpathogene Erreger darstellen. Eine weitere regelmäßige Überwachung und die Ergreifung geeigneter Maßnahmen zur Aufklärung von Besuchern sowie zur Eindämmung von Brutstätten wird dem Wiener Zentralfriedhof daher auf jeden Fall empfohlen.

6 Zusammenfassung

Am Wiener Zentralfriedhof wurden von Juli bis September 2021 Ovitrap und BG Sentinel Fallen aufgestellt. Das Ziel war es die Verbreitung potenziell invasiver Stechmückenarten zu untersuchen und einen Überblick über die vorhandenen einheimischen Arten zu bekommen.

Die Ovitrap wurden über den Friedhof verteilt an 24 verschiedenen Standorten für elf Sammelzeiträume aufgestellt. Die Intervalle waren 6 bis 9 Tage lang. An 45% (11/24) aller Ovitrap-Standorte konnten Stechmückeneier der Gattung *Aedes* nachgewiesen werden. Mittels Barcoding wurden diese als Eier von *Ae. geniculatus*, *Ae. japonicus* (Japanische Buschmücke) und *Ae. koreicus* (Koreanische Buschmücke) identifiziert. *Ae. japonicus* und *Ae. koreicus* sind gebietsfremde Arten aus Ostasien, die sich in ganz Europa ausbreiten konnten. Während *Ae. japonicus* in allen Bundesländern Österreichs bereits als etabliert gilt, ist dies der erste Nachweis von *Ae. koreicus* in Wien. Größere Feldstudien fehlen, aber im Labor sind die genannten Arten kompetente Vektoren für CHIKV, WNV, DENV, ZIKV, *D. immitis* und *Brugia malayi*.

Die BG Sentinel Fallen wurden an zwei unterschiedlichen Standorten (Naturgarten und Wirtschaftshof) zweimal pro Monat für jeweils 24 Stunden aufgestellt. Es konnten fünf Stechmückenarten von vier Gattungen gefangen werden, nämlich *Cx. pipiens / torrentium*, *Cq. richiardii*, *Ae. vexans*, *Ae. geniculatus* (nur am Standort Wirtschaftshof) und *An. plumbeus* (nur am Standort Naturgarten). *Cx. pipiens / torrentium* und *Cq. richiardii* gelten als Brückenvektoren zwischen Mensch und Vogel und können WNV übertragen. *An. plumbeus* adaptiert sich zunehmend an urbane Lebensräume und gewinnt als kompetenter Vektor für *P. falciparum*, dem Erreger der humanen Malaria, in Europa an Bedeutung. *Ae. geniculatus* ist ein kompetenter Vektor für CHIKV.

Dem Wiener Zentralfriedhof werden weiteres Monitoring, Maßnahmen zur Aufklärung der Bevölkerung und Projekte zur Eindämmung von Stechmücken-Brutstätten empfohlen.

7 Summary

From July to September 2021 ovitraps and BG Sentinel traps were set up at the Vienna Central Cemetery. The aim of this study was to investigate the distribution of potentially invasive mosquito species and to get an overview of the native species present.

Ovitraps were placed throughout the cemetery at 24 different locations for eleven collection periods, varying between 6 to 9 days in length. Mosquito eggs of the genus *Aedes* were detected at 45% (11/24) of all ovitrap sites. Using molecular barcoding, these were identified as eggs of *Ae. geniculatus*, *Ae. japonicus* (Japanese bush mosquito), and *Ae. koreicus* (Korean bush mosquito). *Ae. japonicus* and *Ae. koreicus* are alien species from East Asia that have spread throughout Europe. While *Ae. japonicus* is already considered established in all provinces in Austria, this is the first record of *Ae. koreicus* in Vienna. Larger field studies are missing, but under laboratory conditions the above mentioned species are competent vectors for CHIKV, WNV, DENV, ZIKV, *D. immitis* and *Brugia malayi*.

BG Sentinel traps were placed at two different locations (natural greenspace and nursery) twice per month for 24 hours each. Five mosquito species of four genera were captured, namely *Cx. pipiens / torrentium*, *Cq. richiardii*, *Ae. vexans*, *Ae. geniculatus* (only at the nursery), and *An. plumbeus* (only at the natural greenspace site). *Cx. pipiens / torrentium* and *Cq. richiardii* are considered as bridgevectors between humans and birds and can transmit WNV. *An. plumbeus* is increasingly adapting to urban habitats and is gaining importance as a competent vector for *P. falciparum*, the causative agent of human malaria, in Europe. *Ae. geniculatus* is a competent vector for CHIKV.

Further monitoring, public education measures, and mosquito breeding site control projects are recommended for the Vienna Central Cemetery.

8 Literaturverzeichnis

Abe M, McCall PJ, Lenhart A, Villegas E, Kroeger A. 2005. The Buen Pastor cemetery in Trujillo, Venezuela: measuring dengue vector output from a public area. *Tropical Medicine & International Health*, 10(6):597-603.

ABOL, Austrian Barcode Of Live. <https://www.abol.ac.at/biodiversitaet-dna-barcoding/>. Zugriff am 11.4.2022

Andreadis T, Anderson J, Munstermann LE, Wolfe R, Florin D. 2001. Discovery, Distribution, and Abundance of the Newly Introduced Mosquito *Ochlerotatus japonicus* (Diptera: Culicidae) in Connecticut, USA. *Journal of Medical Entomology*, 38(6):774-779.

Andreadis TG, Wolfe RJ. 2010. Evidence for reduction of native mosquitoes with increased expansion of invasive *Ochlerotatus japonicus japonicus* (Diptera: Culicidae) in the northeastern United States. *Journal of Medical Entomology*, 47(1):43-52.

Angelini R, Finarelli AC, Angelini P, Po C, Petropulacos K, Macini P, Fiorentini C, Fortuna C, Venturi G, Romi R, Majori G, Nicoletti L, Rezza G, Cassone A. 2007a. An outbreak of chikungunya fever in the province of Ravenna, Italy. *Euro Surveillance*, 12(9):E070906.1.

Angelini R, Finarelli AC, Angelini P, Po C, Petropulacos K, Silvi G, Macini P, Fortuna C, Venturi G, Magurano F, Fiorentini C, Marchi A, Benedetti E, Bucci P, Boros S, Romi R, Majori G, Ciufolini MG, Nicoletti L, Rezza G, Cassone A. 2007b. Chikungunya in north-eastern Italy: a summing up of the outbreak. *Euro Surveillance*, 12(11):E071122.2.

Angelini P, Macini P, Finarelli AC, Pol C, Venturelli C, Bellini R, Dottori M. 2008. Chikungunya epidemic outbreak in Emilia-Romagna (Italy) during summer 2007. *Parassitologia*, 50(1-2):97-98

Armistead, JS, Nishimura, N, Arias, JR, Lounibos, LP. 2012. Community Ecology of Container Mosquitoes (Diptera: Culicidae) in Virginia Following Invasion by *Aedes japonicus*. *Journal of Medical Entomology*, 49(6):1318-1327.

Arnold A, Kaiser A, Schäfer M, Becker N. 2005. Die biologische Stechmückenbekämpfung am Oberrhein. In: Artenvielfalt in Heidelberg, Hrsg. von Brandis D, Hollert H, Storch V. Zweite bearb. u. erweiterte Aufl. Heidelberg: Selbstverlag

Bakonyi T, Jungbauer C, Aberle SW, Kolodziejek J, Dimmel K, Stiasny K, Allerberger F, Nowotny N. 2017. Usutu virus infections among blood donors, Austria, July and August 2017 - Raising awareness for diagnostic challenges. *Euro Surveillance*, 22(41):17-00644.

Bakran-Lebl K, Zittra C, Fuehrer HP. 2021a. Mosquito Alert – Ein europaweites Citizen-Science Projekt zur Erfassung der Verbreitung von neobiotischen und medizinisch relevanten Stechmücken (Diptera: Culicidae). *Entomologica Austriaca*, 28:133-142

- Bakran-Lebl K, Zittra C, Weiss S, Hoditz B, Zechmeister T, Fuehrer HP. 2021b. Range expansion of the alien mosquito species *Aedes japonicus* (Theobald, 1901) (Diptera: Culicidae) from 2014–2019 in Burgenland, Austria. *Entomologica Austriaca*, 28:107-118
- Bakran-Lebl K, Zittra C, Harl J, Shahi-Barogh B, Grätzl A, Ebmer D, Fuehrer HP. 2021c. Arrival of the Asian tiger mosquito, *Aedes albopictus* (Skuse, 1895) in Vienna, Austria and initial monitoring activities. *Transboundary and Emerging Diseases*, 68(6):3145-3150
- Balestrino F, Schaffner F, Forgia DL, Paslaru AI, Torgerson PR, Mathis A, Veronesi E. 2016. Field evaluation of baited traps for surveillance of *Aedes japonicus japonicus* in Switzerland. *Medical and Veterinary Entomology*, 30(1):64-72.
- Baldacchino F, Montarsi F, Arnoldi D, Barategui C, Ferro Milone N, Da Rold G, Capelli G, Rizzoli A. 2017. A 2-yr Mosquito Survey Focusing on *Aedes koreicus* (Diptera: Culicidae) in Northern Italy and Implications for Adult Trapping. *Journal of Medical Entomology*. 54(3):622-630.
- Baranitharan M, Gokulakrishnan J, Sridhar N. (2018). Introduction of Vector Mosquitoes. Chisinau, Moldawien: LAP Lambert Academic Publishing
- Barrett GW, Barrett TL. 2001. Cemeteries as repositories of natural and cultural diversity. *Conservation Biology*, 15(6):1820-1824
- Batovska J, Blacket MJ, Brown K, Lynch SE. 2016. Molecular identification of mosquitoes (Diptera: Culicidae) in southeastern Australia. *Ecology and Evolution*, 6(9):3001-3011.
- Becker N, Jöst A, Weitzel T. 2012. The *Culex pipiens* complex in Europe. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 28(4 Suppl):53-67.
- Becker N, Petric D, Zgomba M, Boase C, Madon M, Dahl C, Kaiser A. 2010. Mosquitoes and Their Control. Zweite Aufl. Berlin, Heidelberg: Springer.
- Becker N. o.J. Monitoring und Bekämpfung der Stechmücken (Culicidae) im Zeichen des Klimawandels. Kommunale Aktionsgemeinschaft zur Bekämpfung der Stechmückenplage (KABS), Heidelberg: Universität Heidelberg.
- Becker N, Petrić D, Zgomba M, Boase C, Madon MB, Dahl C, Kaiser A. 2020. Mosquitoes: identification, ecology and control. Dritte Aufl., Cham: Springer.
- Belkin JN. 1962. The Mosquitoes of the South Pacific (Diptera, Culicidae), Vol. 2., London: Cambridge University Press.

Benelli G, Pombi M, Otranto D. 2018. Malaria in Italy—migrants are not the cause. *Trends in Parasitology*, 34(5):351-354.

Bentley MD, Day JF. 1989. Chemical ecology and behavioral aspects of mosquito oviposition. *Annual Review of Entomology*, 34:401-421.

Berer D. 2016. Evaluierung von vier Stechmückenfallen im Nationalpark Neusiedler See. Diplomarbeit. Wien: Veterinärmedizinische Universität

Biogents AG. 2016. BG Sentinel 2 Instruction Manual. <https://eu.biogents.com/wp-content/uploads/BG-Sentinel-2-Manual-EN-web.pdf>, Zugriff am 11.4.2022

Biogents AG. 2022. Product Catalog for Professionals. <https://eu.biogents.com/wp-content/uploads/Biogents-Product-Catalog-for-Professionals.pdf>, Zugriff am 11.4.2022

Bosch S, Schmidt-Chanasit J, Fiedler W. 2012. Das Usutu-Virus als Ursache von Massensterben bei Amseln *Turdus merula* und anderen Vogelarten in Europa: Erfahrungen aus fünf Ausbrüchen zwischen 2001 und 2011. *Vogelwarte*, 50(2):109-122.

Burkett-Cadena ND, Mullen GR. 2008. Comparison of infusions of commercially available garden products for collection of container-breeding mosquitoes. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 24(2):236-243.

Camp JV, Kolodziejek J, Nowotny N. 2019. Targeted surveillance reveals native and invasive mosquito species infected with Usutu virus. *Parasites & Vectors*, 12(1):46.

Ciocchetta S, Prow NA, Darbro JM, Frentiu FD, Savino S, Montarsi F, Devine GJ. 2018. The new European invader *Aedes (Finlaya) koreicus*: a potential vector of chikungunya virus. *Pathogens and global Health*, 112(3):107-114.

Clements AN. 2012. The biology of mosquitoes. Volume 3. Transmission of viruses and interactions with bacteria. Wallingford, UK: CABI

Croset H, Papierok B, Rioux JA, Gabinaud A, Cousserans J, Arnaud D. 1976. Absolute estimates of larval populations of culicid mosquitoes: comparison of 'capture-recapture', 'removal' and 'dipping' methods. *Ecological Entomology*, 1(4):251-256.

Croxatto A, Prod'hom G, Greub G. 2012. Applications of MALDI-TOF mass spectrometry in clinical diagnostic microbiology. *FEMS Microbiol Reviews*, 36(2):380-407.

Danis K, Lenglet A, Tseroni M, Baka A, Tsiodras S, Bonovas S. 2013. Malaria in Greece: historical and current reflections on a re-emerging vector borne disease. *Travel Medicine and Infectious Disease*, 11(1):8-14.

Ferreira de Freitas L, Bartholomay LC. 2021. The Taxonomic History of *Ochlerotatus* Lynch Arribálzaga, 1891 (Diptera: Culicidae). *Insects*, 12(5):452.

de Jong Y, Verbeek M, Michelsen V, Bjørn P, Los W, Steeman F, Bailly N, Basire C, Chylarecki P, Stloukal E, Hagedorn G, Wetzel FT, Glöckler F, Kroupa A, Korb G, Hoffmann A, Häuser C, Kohlbecker A, Müller A, Güntsch A, Penev L. 2014. Fauna Europaea - all European animal species on the web. *Biodiversity Data Journal*, (2):e4034.

Dennet JA, Vessey NY, Parsons RE. 2004. A comparison of seven traps used for collection of *Aedes albopictus* and *Aedes aegypti* originating from a large tire repository in Harris County (Houston), Texas. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 20(4):342-9.

Deplazes P, Joachim A, Mathis A, Strube C, Taubert A, von Samson-Himmelstjerna G, Zahner H. 2020. Parasitologie für die Tiermedizin. Vierte überarbeitete Aufl. Stuttgart: Thieme Verlag.

Duelli P, Obrist MK. 1998. In search of the best correlates for local organismal biodiversity in cultivated areas. *Biodiversity & Conservation*, 7(3):297-309.

Englbrecht C, Gordon S, Venturelli C, Rose A, Geier M. 2015. Evaluation of BG-Sentinel Trap as a Management Tool to Reduce *Aedes albopictus* Nuisance in an Urban Environment in Italy. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 31(1):16-25.

ECDC, European Centre for Disease Prevention and Control. 2012. Guidelines for the surveillance of invasive mosquitoes in Europe. Stockholm: ECDC.

Faßhauer ML. 2014. Vom rechtlichen Umgang mit invasiven Arten. In: Treffpunkt Biologische Vielfalt XIII, hrsg. Von Feit U, Korn H., Bonn: Bundesamt für Naturschutz.

Friedhöfe Wien. 2022a. Wiener Zentralfriedhof. <https://www.friedhofewien.at/zentralfriedhof>, Zugriff am 5.3.2022

Friedhöfe Wien. 2022b. Der Naturgarten am Wiener Zentralfriedhof. <https://www.friedhofewien.at/naturgarten>, Zugriff am 5.3.2022

Friedhöfe Wien. 2022c. Naturwiese für Insekten und Co. <https://www.friedhofewien.at/naturwiese-fuer-insekten-und-co>, Zugriff am 5.3.2022

Fuehrer HP. 2019. Mosquitoes and mosquito-borne parasitic diseases: distribution, ecology and molecular diagnosis of alien and neglected indigenous species in Austria. Habilitationsschrift. Wien: Veterinärmedizinische Universität

Fuehrer HP, Schoener E, Weiler S, Barogh BS, Zित्रा C, Walder G. 2020. Monitoring of alien mosquitoes in Western Austria (Tyrol, Austria, 2018). *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 14(6):e0008433. doi: 10.1371/journal.pntd.0008433.

Gaffigan T, Wilkerson RC, Pecor JE, Stoffer JA, Anderson T. 2021. Systematic Catalog of Culicidae, <http://mosquitocatalog.org/default.aspx>, Zugriff am 31.8.2021

Harbach RE, Kitching IJ. 1998. Phylogeny and classification of the Culicidae (Diptera). *Systematic Entomology*, 23(4):327-370.

Harbach RE. 2021. Mosquito Taxonomic Inventory, <http://mosquito-taxonomic-inventory.info/>, Zugriff am 31.8.2021

Hearle E. 1926. The mosquitoes of the lower Fraser Valley, British Columbia, and their control. Edmonton, Alberta: University of Alberta.

Hebert PD, Penton EH, Burns JM, Janzen DH, Hallwachs W. 2004. Ten species in one: DNA barcoding reveals cryptic species in the neotropical skipper butterfly *Astrartes fulgurator*. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 101(41):14812-14817.

Hiepe T, Lucius R, Gottstein B. 2006. Allgemeine Parasitologie, mit den Grundzügen der Immunologie, Diagnostik und Bekämpfung. Erste Aufl. Stuttgart: Paul Parey Verlag.

Hohmeister N, Werner D, Kampen H. 2021. The invasive Korean bush mosquito *Aedes koreicus* (Diptera: Culicidae) in Germany as of 2020. *Parasites & Vectors*, 14(1):575.

Jansen S, Cadar D, Lühken R, Pfitzner WP, Jöst H, Oerther S, Helms M, Zibrat B, Kliemke K, Becker N, Vapalahti O, Rossini G, Heitmann A. 2021. Vector Competence of the Invasive Mosquito Species *Aedes koreicus* for Arboviruses and Interference with a Novel Insect Specific Virus. *Viruses*, 13(12):2507.

Johnson BJ, Ritchie SA, Fonseca DM. 2017. The State of the Art of Lethal Oviposition Trap-Based Mass Interventions for Arboviral Control. *Insects*, 8(1):5.

Kampen H, Zielke DE, Werner D. 2012. A new focus of *Aedes japonicus japonicus* (Theobald, 1901) (Diptera, Culicidae) distribution in Western Germany: rapid spread or a further introduction event? *Parasites & Vectors*, 5:284.

Kampen H, Werner D. 2014. Out of the bush: the Asian bush mosquito *Aedes japonicus japonicus* (Theobald, 1901) (Diptera, Culicidae) becomes invasive. *Parasites & Vectors*, 7:59.

Kaufmann E. 2018. Molekularbiologischer Nachweis von durch Stechmücken übertragenen Erregern im Burgenland 2017. Diplomarbeit. Wien: Veterinärmedizinische Universität

Kim H, Lee KW, Richards RS, Schleich SS, Herman WE, Klein TA. 2003. Seasonal Prevalence of Mosquitoes Collected from Light Traps in Korea (1999-2000). *Entomological Research*, 48(5):437-445.

Klowden MJ. 1996. Endogenous factors regulating mosquito host-seeking behaviour. Ciba Found Symposium. 200:212-223; discussion 223-232.

Knight KL, Stone A. 1977. A catalog of the mosquitoes of the world (Diptera : Culicidae), Second ed. Thomas Say Foundation, Entomological Society of America, 6

Koban MB, Kampen H, Scheuch DE, Frueh L, Kuhlisch C, Janssen N, Steidle JLM, Schaub GA, Werner D. 2019. The Asian bush mosquito *Aedes japonicus japonicus* (Diptera: Culicidae) in Europe, 17 years after its first detection, with a focus on monitoring methods. *Parasites & Vectors*, 12(1):109.

Kolodziejek J, Seidel B, Jungbauer C, Dimmel K, Kolodziejek M, Rudolf I, Hubálek Z, Allerberger F, Nowotny N. 2015. West Nile virus positive blood donation and subsequent entomological investigation, Austria, 2014. *PLoS One*. 10(5):e0126381. doi: 10.1371/journal.pone.0126381.

Konic J, Essl F, Lenzner B. 2021. To Care or Not to Care? Which Factors Influence the Distribution of Early-Flowering Geophytes at the Vienna Central Cemetery (Austria). *Sustainability*, 13(9):4657.

Krenn HW, Aspöck H. 2010. Bau, Funktion und Evolution der Mundwerkzeuge blutsaugender Arthropoden. In: Krank durch Arthropoden. Aspöck H. (Hrsg.). Denisia, 30:81-103

Kurucz K, Manica M, Delucchi L, Kemenesi G, Marini G. 2020. Dynamics and Distribution of the Invasive Mosquito *Aedes koreicus* in a Temperate European City. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 17(8):2728.

La Ruche G, Souarès Y, Armengaud A, Peloux-Petiot F, Delaunay P, Desprès P, Lenglet A, Jourdain F, Leparç-Goffart I, Charlet F, Ollier L, Mantey K, Mollet T, Fournier JP, Torrents R, Leitmeyer K, Hilairret P, Zeller H, Van Bortel W, Dejour-Salamanca D, Grandadam M, Gastellu-Etchegorry M. 2010. First two autochthonous dengue virus infections in metropolitan France, September 2010. *Euro Surveillance*, 15(39):19676.

Lahl R, Zeschmar-Lahl B. 2014. Förderung der Biodiversität auf Friedhöfen - Sachstandsbericht November 2014. Wien: Wiener Stadtwerke Holding AG.

Lebl K, Zित्र C, Silbermayr K, Obwaller A, Berer D, Brugger K, Walter M, Pinior B, Fuehrer HP, Rubel F. 2015. Mosquitoes (Diptera: Culicidae) and their relevance as disease vectors in the city of Vienna, Austria. *Parasitology Research*, 114(2):707-713.

Lehane MJ. 2005. The biology of blood-sucking in insects. New York: Cambridge University Press

Lindgren E, Ebi KL, Johannesson M. 2010. Climate Change and Communicable Diseases in the EU Member States: Handbook for National Vulnerability, Impact, and Adaptation Assessments. Stockholm: ECDC.

Löki V, Deák B, Lukács AB, Molnár A. 2019. Biodiversity potential of burial places—a review on the flora and fauna of cemeteries and churchyards. *Global Ecology and Conservation*, 18:e00614.

Lühken R, Pfitzner WP, Börstler J, Garms R, Huber K, Schork N, Steinke S, Kiel E, Becker N, Tannich E, Krüger A. 2014. Field evaluation of four widely used mosquito traps in Central Europe. *Parasites & Vectors*, 7:268

Manica M, Rosà R, Della Torre A, Caputo B. 2017. From eggs to bites: do ovitrap data provide reliable estimates of *Aedes albopictus* biting females? *PeerJ*, 5:e2998.

McPhatter LP, Olsen CH, Debboun M. 2009. Comparison of the attractiveness of organic infusions to the standard CDC gravid mosquito trap. *U.S. Army Medical Department Journal*, 91-6

Medlock JM, Hansford KM, Schaffner F, Versteirt V, Hendrickx G, Zeller H, Van Bortel W. 2012. A review of the invasive mosquitoes in Europe: ecology, public health risks, and control options. *Vector Borne Zoonotic Diseases*, 12(6):435-447.

Medlock JM, Hansford KM, Versteirt V, Cull B, Kampen H, Fontenille D, Hendrickx G, Zeller H, Van Bortel W, Schaffner F. 2015. An entomological review of invasive mosquitoes. *European Bulletin of Entomological Research*, 105(6):637-663.

Mehlhorn H, Piekarski G. 2002. Grundriss der Parasitenkunde. Sechste Aufl. Heidelberg, Berlin: Spektrum Akademischer Verlag

Mehlhorn H. 2012. Die Parasiten der Tiere. Siebente neu bearb. u. gestaltete Aufl. Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag

Miles JAR. 1964. Some ecological aspects of the problem of arthropod-borne animal viruses in the Western Pacific and South-East Asia regions. *Bulletin of the World Health Organization*, 30(2):197-210.

Mitchell CJ, Briegel H. 1989. Inability of diapausing *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae) to use blood for producing lipid reserves for overwinter survival. *Journal of Medical Entomology*, 26(4):318-326.

Mohrig W. 1969. Die Culiciden Deutschlands. Untersuchungen zur Taxonomie, Biologie und Ökologie der einheimischen Stechmücken, Parasitologische Schriftenreihe 18. Jena: Gustav Fischer Verlag.

Montarsi F, Martini S, Dal Pont M, Delai N, Ferro Milone N, Mazzucato M, Soppelsa F, Cazzola L, Cazzin S, Ravagnan S, Ciocchetta S, Russo FM, Capelli G. 2013. Distribution and habitat characterization of the recently introduced invasive mosquito *Aedes koreicus* [*Hulecoeteomyia koreica*], a new potential vector and pest in north-eastern Italy. *Parasites & Vectors*, 6:292.

Montarsi F, Ciocchetta S, Devine G, Ravagnan S, Mutinelli F, Frangipane di Regalbono A, Otranto D, Capelli G. 2015. Development of *Dirofilaria immitis* within the mosquito *Aedes* (*Finlaya*) *koreicus*, a new invasive species for Europe. *Parasites & Vectors*, 8:177.

Mülhardt C. 2009. Der Experimentator: Molekularbiologie/Genomics. Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag.

Negri A, Arnoldi I, Brilli M, Bandi C, Gabrieli P, Epis S. 2021. Evidence for the spread of the alien species *Aedes koreicus* in the Lombardy region, Italy. *Parasites & Vectors*, 14(1):534.

O'Meara GF, Evans Jr LF, Gettman AD. 1992. Reduced mosquito production in cemetery vases with copper liners. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 8(4):419-420.

Osório HC, Zé-Zé L, Amaro F, Nunes A, Alves MJ. 2014. Sympatric occurrence of *Culex pipiens* (Diptera, Culicidae) biotypes pipiens, molestus and their hybrids in Portugal, Western Europe: feeding patterns and habitat determinants. *Medical and Veterinary Entomology*, 28(1):103-109.

Petercord R. 2017. Invasiv, gebietsfremd oder was? *LWF aktuell*, 3(114):6-7.

Pfützner WP, Lehner A, Hoffmann D, Czajka C, Becker N. 2018. First record and morphological characterization of an established population of *Aedes* (*Hulecoeteomyia*) *koreicus* (Diptera: Culicidae) in Germany. *Parasites & Vectors*, 11(1):662.

Prudhomme J, Fontaine A, Lacour G, Gantier JC, Diancourt L, Velo E, Mercier A. 2019. The native European *Aedes geniculatus* mosquito species can transmit chikungunya virus. *Emerging Microbes & Infections*, 8(1):962-972.

Rabitsch W. 2009. Es lebe der Zentralfriedhof – und alle seine Wanzen. *Beiträge zur Entomofaunistik*, 10:67-80.

Reinert JF, Harbach RE, Kitching IJ. 2004. Phylogeny and classification of *Aedini* (Diptera: Culicidae), based on morphological characters of all life stages. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 142(3):289-368.

Reinert, JF. 2000. New classification for the composite genus *Aedes* (Diptera: Culicidae: *Aedini*), elevation of subgenus *Ochlerotatus* to generic rank, reclassification of the other subgenera, and notes on certain subgenera and species. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 16(3):175-188.

- Reinert J, Harbach R, Kitching I. 2006. Phylogeny and classification of *Finlaya* and allied taxa (Diptera: Culicidae: *Aedini*) based on morphological data from all life stages. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 148(1):1-101.
- Reiter P. 1998. *Aedes albopictus* and the world trade in used tires, 1988-1995: the shape of things to come? *Journal of the American Mosquito Control Association*, 14(1):83-94.
- Rezza G, Nicoletti L, Angelini R, Romi R, Finarelli AC, Panning M, Cordioli P, Fortuna C, Boros S, Magurano F, Silvi G, Angelini P, Dottori M, Ciufolini MG, Majori GC, Cassone A. 2007. Infection with chikungunya virus in Italy: an outbreak in a temperate region. *Lancet*, 370(9602):1840-1846.
- Ritchie SA, Buhagiar TS, Townsend M, Hoffmann A, Van Den Hurk AF, McMahon JL, Eiras AE. 2014. Field validation of the gravid *Aedes* trap (GAT) for collection of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Journal of Medical Entomology*, 51(1):210-219.
- Sauer FG, Jaworski L, Lühken R, Kiel E. 2020. Impacts of sampling rhythm and exposition on the effectiveness of artificial resting shelters for mosquito collection in northern Germany. *Journal of Vector Ecology*, 45(1):142-146.
- Savage HM, Strickman D. 2004. The genus and subgenus categories within Culicidae and placement of *Ochlerotatus* as a subgenus of *Aedes*. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 20(2):208-214.
- Schaffner F, Kaufmann C, Hegglin D, Mathis A. 2009. The invasive mosquito *Aedes japonicus* in Central Europe. *Medical and Veterinary Entomology*, 23(4):448-451.
- Schaffner F, Chouin S, Guilloteau J. 2003. First record of *Ochlerotatus (Finlaya) japonicus japonicus* (Theobald, 1901) in metropolitan France. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 19(1):1-5.
- Schaffner F, Thiéry I, Kaufmann C, Zettor A, Lengeler C, Mathis A, Bourgouin C. 2012. *Anopheles plumbeus* (Diptera: Culicidae) in Europe: a mere nuisance mosquito or potential malaria vector? *Malaria Journal*, 11(1):1-7.
- Schaffner F, Medlock JM, Van Bortel W. 2013. Public health significance of invasive mosquitoes in Europe. *Clinical Microbiology and Infection*, 19(8):685-692.
- Schaffner F, Vazeille M, Kaufmann C, Failloux A, Mathis A. 2011. Vector competence of *Aedes japonicus* for chikungunya and dengue viruses. *European Mosquito Bulletin*, 29:141-142.

Schoener E, Uebleis SS, Cuk C, Nawratil M, Obwaller AG, Zechmeister T, Lebl K, Rádová J, Zittra C, Votýpka J, Fuehrer HP. 2018. Trypanosomatid parasites in Austrian mosquitoes. *PLoS One*, 13(4):e0196052. doi 10.1371/journal.pone.0196052.

Schoener E, Harl J, Himmel T, Fragner K, Weissenböck H, Fuehrer HP. 2019a. Protozoan parasites in *Culex pipiens* mosquitoes in Vienna. *Parasitology Research*, 118(4):1261-1269.

Schoener E, Zittra C, Weiss S. 2019b. Monitoring of alien mosquitoes of the genus *Aedes* (Diptera: Culicidae) in Austria. *Parasitology Research*, 118(5):1633–1638.

Schultz GW. 1989. Cemetery vase breeding of dengue vectors in Manila, Republic of the Philippines. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 5(4):508-13.

Seidel B, Duh D, Nowotny N, Allerberger F. 2012. Erstnachweis der Stechmücken *Aedes (Ochlerotatus) japonicus japonicus* (Theobald, 1901) in Österreich und Slowenien in 2011 und für *Aedes (Stegomyia) albopictus* (Skuse, 1895) in Österreich 2012 (Diptera: Culicidae). *Entomologische Zeitschrift*, 122:223-226.

Seidel B, Hufnagl P, Nowotny N, Allerberger F, Indra A. 2020. Long-term field study on mosquitoes in Austria, in particular the invasive Korean bush-mosquito *Aedes (Finlaya) koreicus* (Edwards, 1917). *Beiträge zur Entomofaunistik*, 21:237-240.

Shanafelt Jr JG. 1970. A new approach to mosquito control in cemeteries. *Proceedings and Papers of Annual Conference of the California Mosquito Control Association*, 37:52-55.

Silver JB. 2007. Mosquito ecology: field sampling methods. Dordrecht, Netherlands: Springer

Snetselaar J, Andriessen R, Suer RA, Osinga AJ, Knols BG, Farenhorst M. 2014. Development and evaluation of a novel contamination device that targets multiple life-stages of *Aedes aegypti*. *Parasites & Vectors*, 7:200.

Tanaka K, Mizusawa K, Saugstad ES. 1979. A Revision of the Adult and Larval Mosquitoes of Japan (Including the Ryukyu Archipelago and the Ogasawara Islands) and Korea (Diptera: Culicidae). Contributions of the American Entomological Institute, Vol 16

Tannich E, Lühken R. 2020. Auswirkungen des Klimawandels auf die Verbreitung Krankheitserreger übertragender Tiere (exotische Stechmücken). Dessau-Roßlau: Umweltbundesamt Deutschland.

Turell MJ, Dohm DJ, Sardelis MR, Oguinn ML, Andreadis TG, Blow JA. 2005. An Update on the Potential of North American Mosquitoes (Diptera: Culicidae) to Transmit West Nile Virus. *Journal of Medical Entomology*, 42(1):57-62

Übleis SS, Cuk C, Nawratil M, Butter J, Schoener E, Obwaller AG, Zechmeister T, Duscher GG, Rubel F, Lebl K, Zittra C, Fuehrer H. 2018. Xenomonitoring of Mosquitoes (Diptera: Culicidae) for the Presence of Filarioid Helminths in Eastern Austria. *Canadian Journal of Infectious Diseases & Medical Microbiology*, 2018:9754695.

Versteirt V, Schaffner F, Garros C, Dekoninck W, Coosemans M, Van Bortel W. 2009. Introduction and establishment of the exotic mosquito species *Aedes japonicus japonicus* (Diptera: Culicidae) in Belgium. *Journal of Medical Entomology*, 46(6):1464-1467.

Versteirt V, De Clercq EM, Fonseca DM, Pecor J, Schaffner F, Coosemans M, Van Bortel W. 2012. Bionomics of the established exotic mosquito species *Aedes koreicus* in Belgium, Europe. *Journal of Medical Entomology*, 49(6):1226-1232.

Vezzani D. 2007. Review: artificial container-breeding mosquitoes and cemeteries: a perfect match. *Tropical Medicine & International Health*, 12(2):299-313.

Vezzani D, Velázquez SM, Soto S, Schweigmann NJ. 2001. Environmental characteristics of the cemeteries of Buenos Aires City (Argentina) and infestation levels of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 96(4):467-471.

Wagner S, Mathis A, Schönenberger AC, Becker S, Schmidt-Chanasit J, Silaghi C, Veronesi E. 2018. Vector competence of field populations of the mosquito species *Aedes japonicus japonicus* and *Culex pipiens* from Switzerland for two West Nile virus strains. *Medical and Veterinary Entomology*, 32(1):121-124.

Walther D, Kampen H. 2017. The Citizen Science Project 'Mueckenatlas' Helps Monitor the Distribution and Spread of Invasive Mosquito Species in Germany. *Journal of Medical Entomology*, 54(6):1790-1794.

Wernsdorfer WH. 2002. Malaria in Mitteleuropa. *Denisia*, 6:201-212

Werner D, Kampen H. 2013. The further spread of *Aedes japonicus japonicus* (Diptera, Culicidae) towards northern Germany. *Parasitology Research*, 112(10):3665-3668.

WHO, World Health Organization. 2020. Vector-borne diseases, <https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/vector-borne-diseases>, Zugriff am 11.4.2022

WHO, World Health Organization. 2021. World malaria report 2021. Geneva: World Health Organization

Wilkerson RC, Linton YM, Fonseca DM, Schultz TR, Price DC, Strickman DA. 2015. Making Mosquito Taxonomy Useful: A Stable Classification of Tribe *Aedini* that Balances Utility with Current Knowledge of Evolutionary Relationships. *PLoS One*, 10(7):e0133602. doi: 10.1371/journal.pone.0133602.

Wilkerson RC, Linton YM, Strickman D. 2021. Mosquitoes of the World (Vol. 1). Baltimore, MD, United States: Johns Hopkins University Press.

Winegard TC. 2020. Die Mücke. Das gefährlichste Tier der Welt und die Geschichte der Menschheit. Salzburg-München: Terra Mater Books

Wolff A. 2017. Stechmücken in Wien: Eine Evaluierung verschiedener Besammlungstechniken. Diplomarbeit. Wien: Veterinärmedizinische Universität

Wolfram G, Wenzl P. 2018. Gelsenregulierung mittels *Bacillus thuringiensis israelensis* (bti). Eine Bewertung aus Gewässerökologischer Sicht. Wien: Bundesministerium für Nachhaltigkeit und Tourismus

ZAMG, Zentralanstalt für Meteorologie und Geodynamik. 2021a. Große Unterschiede im Juli. <https://www.zamg.ac.at/cms/de/klima/news/grosse-unterschiede-im-juli-2021>, Zugriff am 9.4.2022

ZAMG, Zentralanstalt für Meteorologie und Geodynamik. 2021b. August 2021 kühl, trüb, nass. <https://www.zamg.ac.at/cms/de/klima/news/august-2021-kuehl-trueb-nass>, Zugriff am 9.4.2022

ZAMG, Zentralanstalt für Meteorologie und Geodynamik. 2021c. September 2021 Sonnig Trocken Warm. <https://www.zamg.ac.at/cms/de/klima/news/september-2021-sonnig-warm-trocken>, Zugriff am 9.4.2022

Zittra C. 2013. Grundlagenwissen über Stechmücken (Culicidae: Diptera) des Nationalparks Donau-Auen. Nationalpark Donauauen – diverse wissenschaftliche Arbeiten, 19:1-9.

Zittra C, Flechl E, Kothmayer M, Vitecek S, Rossiter H, Zechmeister T, Fuehrer HP. 2016. Ecological characterization and molecular differentiation of *Culex pipiens* complex taxa and *Culex torrentium* in eastern Austria. *Parasites & Vectors*, 9:197.

Zittra C, Moog O, Christian E, Fuehrer HP. 2019. DNA-aided identification of *Culex* mosquitoes (Diptera: Culicidae) reveals unexpected diversity in underground cavities in Austria. *Parasitology Research*, 118(5):1385-1391.

Zittra C. 2017a. Mosquito Fauna in Eastern Austria with the main focus on invasive species- Molecular Phylogeny, Prevalence and Ecology. PhD-Arbeit. Wien: Veterinärmedizinische Universität

Zittra C, Lechthaler W, Mohrig W, Car M. 2017b. Diptera: Culicidae. In: Fauna Aquatica Austriaca. Moog O, Hartmann A (Hrsg.), 3. Lieferung 2017. Wien: Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt- und Wasserwirtschaft

Zittra C, Obwaller AG, Wimmer V, Berer D, Eigner B, Fuehrer HP. 2017c. First record of *Orthopodomyia pulcricarpis* (Rondani, 1872) (Diptera: Culicidae) in Austria. *Parasitology Research*, 116(6):1781-1783.

9 Abbildungs- und Tabellenverzeichnis

Abbildungen

Abb. 1:Taxonomie der Familie Culicidae (Deplazes et al. 2020)	14
Abb. 2: Morphologie einer Adulten Stechmücke, mod. nach LadyofHats, Public domain, via Wikimedia Commons	20
Abb. 3: Vergleich der Kopfanhänge Anopheles, Aedes und Culex beiderlei Geschlechts. Antennen (grün), Maxillarpalpen (blau), Stechrüssel (rot) mod. nach https://www.researchgate.net/post/How_to_identify_Culex_Anopheles_and_Aedes_mosquitoes_and_their_larvae	21
Abb. 4: Stechrüssel (Proboscis) von Stechmücken im Detail, mod. nach Baranitharan et al. 2018	22
Abb. 5: Form des Scutellums bei Culicinae und Anophelinae. Acarologiste, CC BY-SA 4.0 < https://creativecommons.org/licenses/by-sa/4.0 >, via Wikimedia Commons	23
Abb. 6: Haftlappen (Pulvilli) als Unterscheidungsmerkmal von Culex spp. und Coquillettidia spp., mod. nach Becker et al. 2010.....	24
Abb. 7: Stechmückeneier von Anopheles spp, Culex spp. und Aedes spp., mod. nach https://www.cdc.gov/mosquitoes/about/life-cycles/index.html	25
Abb. 8: Stechmückenlarven von Culex spp. und Anopheles spp.; Puppe von Culex spp., mod. nach Acarologiste, CC BY-SA 4.0 https://creativecommons.org/licenses/by-sa/4.0 und Internet Archive Book Images, No restrictions, via Wikimedia Commons	27
Abb. 9: Entwicklungszyklus eine Stechmücke der Gattung Aedes mit Zeitangaben, mod. nach https://www.cdc.gov/mosquitoes/about/life-cycles/aedes.html	29
Abb. 10: Aufbau einer BG Sentinel Falle. (Biogents, Deutschland) https://eu.biogents.com/bg-sentinel/	49
Abb. 11: Beispiele für Stechmückenbrutstätten am Wiener Zentralfriedhof. a) Wasserstelle für Kleinsäuger von Friedhofsbesuchern und b) semipermanentes Wasserbecken für die Grabbpflege....	53
Abb. 12: Naturnahe Flächen am Wiener Zentralfriedhof a) Biotop mit Schilfgürtel, b) Schmetterlingswiese im Naturgarten	53
Abb. 13: Vier Habitattypen am Wiener Zentralfriedhof und Standorte der Fallen (1) Hellgrün – Parklandschaft, (2) gelb – offene naturnahe Flächen, (3) blau - dichte Vegetation / Wald (4) rot - Gebäude	54
Abb. 14: Waldfriedhof (links im Bild) und Teil des Wirtschaftshofs (rechts im Bild) am Wiener Zentralfriedhof	55
Abb. 15: Ovitrap mit Holzspatel, Klammer und Beschriftung	57
Abb. 16: BG Sentinel Falle und Ovitrap (Kreis) am Standort 04 im Naturpark.	58
Abb. 17: Primer LepF1 und LepR1 nach Herbert et al. (2004)	60
Abb. 18: BG Sentinel Falle am Standort 04 (Naturgarten).....	62
Abb. 19: Weibliche Stechmücken der Arten Cx. pipiens / torrentium (a), Ae. vexans (b), Ae. geniculatus (c), Cq. richiardii (d), An. plumbeus (e)	65
Abb. 20: Ovitrap – Übersicht vollständige Proben und Verluste in Prozent	66
Abb. 21: Ovitrap – Standorte (positive vs negative)	67
Abb. 22: Ovitrap – (morphologisch) positive Proben nach Monaten in Prozent	69

Abb. 23: Ovitrap – Anzahl positiver Proben (gesamt, nur morphologisch und mit Barcode bestätigte) nach Monaten	70
Abb. 24: Ovitrap – Identifizierte Stechmückenarten in Prozent, bezogen auf Barcode-bestätigt positive Proben	71
Abb. 25: Ovitrap – Positive Proben nach Stechmückenart und Monat	72
Abb. 26: Ovitrap – Anzahl positiver Proben nach Stechmückenart pro Monat	74
Abb. 27: Ovitrap – Raster von allen ausgebrachten Fallen. Verluste und Anzahl gefundener Eier. ..	74
Abb. 28: BG Sentinel Fallen – Anzahl gefangener Stechmücken nach Monaten in Prozent	76
Abb. 29: BG Sentinel Fallen – Vergleich Fangerfolg der Standorte nach Monaten.....	77
Abb. 30: BG Sentinel Fallen – Gefangene Stechmückenarten in Prozent	78
Abb. 31: BG Sentinel Fallen – Vergleich Stechmückenarten für Standort 04 im Naturgarten (links) und Standort 05 im Wirtschaftshof (rechts)	79
Abb. 32: BG Sentinel Fallen – Vergleich Stechmückenarten nach Standorten	80
Abb. 33: BG – Sentinel Fallen Stechmückenarten nach Monaten	81

Tabellen

Tab. 1: Österreichisches Stechmückeninventar 2021. Mit Angabe des Erstautors, nach Untergattungen gelistet. Nach Zittra et al. 2017b, Fuehrer et al. 2020	17
Tab. 2: Wirtspräferenz ausgewählter österreichischer Stechmückenarten nach Turell et al. (2005), Becker et al. (2010) und Negri et al. (2021).....	32
Tab. 3: Besonders stechlustige in Österreich vorkommende Stechmücken nach Mohrig 1969, Kim et al. 2003, Becker et al. 2010, Kampen et al. 2012	34
Tab. 4: Exophile und endophile österreichische Stechmückenarten nach Becker et al. 2010 und Balestrino et al. 2016.....	35
Tab. 5: Sammeln von Stechmückeneiern im Feld. Benötigtes Substrat und erwartete Stechmückenarten nach Silver 2007 und Becker et al. 2020	44
Tab. 6: BG Sentinel Fallen – Daten der Ausbringung	62
Tab. 7: Ovitrap – Übersicht vollständige Proben und Verluste	66
Tab. 8: Ovitrap – Übersicht vollständige Proben und positive/negative Standorte	67
Tab. 9: Ovitrap – Positive Proben und Anzahl Stechmückeneier nach Monaten	68
Tab. 10: Ovitrap – Vollständige und positive Proben pro Monat bezogen auf die monatlich ausgebrachten Fallen.....	70
Tab. 11: Ovitrap – Identifizierte Stechmückenarten	71
Tab. 12: Ovitrap - Anzahl (barcode-bestätigter) positiver Proben und Anzahl Stechmückeneier nach Stechmückenart und Monat	72
Tab. 13: Ovitrap – Stechmückenarten nach Monaten, Anzahl Eier und Anzahl positiver Proben.....	73
Tab. 14: Ovitrap – Standorte nach Habitatyp und gefundene Arten.	75

Tab. 15: BG Sentinel Fallen – Anzahl gefangener Stechmücken nach Monaten	76
Tab. 16: BG Sentinel Fallen – Anzahl gefangener Stechmücken nach Monaten und Standort.	77
Tab. 17: BG Sentinel Fallen – Gefangene Stechmückenarten	78
Tab. 18: BG Sentinel Fallen - Anzahl gefangener Stechmücken nach Standorten	79
Tab. 19: BG Sentinel Fallen – Anzahl gefangener Stechmücken nach Monaten	80
Tab. 20: Koordinaten der Fallenstandorte	106
Tab. 21: Ovitrap – Übersicht positiver Proben mit Koordinaten, Datum und Probennummern	107
Tab. 22: BG Sentinel Fallen – Übersicht Sammeldaten, Stechmückenarten und Probennummern ..	108

10 Anhang

Tab. 20: Koordinaten der Fallenstandorte

Standort	Breitengrad	Längengrad
WZF_01	48,151249	16,429429
WZF_02	48,148268	16,430148
WZF_03	48,146514	16,433509
WZF_04	48,143752	16,433015
WZF_05	48,146876	16,438031
WZF_06	48,149963	16,439393
WZF_07	48,151868	16,436703
WZF_08	48,152540	16,434140
WZF_09	48,154947	16,437485
WZF_10	48,156605	16,434426
WZF_11	48,154168	16,432242
WZF_12	48,152550	16,432071
WZF_13	48,149777	16,435882
WZF_14	48,147955	16,440363
WZF_15	48,145863	16,442835
WZF_16	48,146562	16,443743
WZF_17	48,146922	16,446880
WZF_18	48,146228	16,447040
WZF_19	48,146137	16,449765
WZF_20	48,145338	16,451465
WZF_21	48,143985	16,450000
WZF_22	48,142520	16,449067
WZF_23	48,142930	16,444147
WZF_24	48,144152	16,438455

Tab. 21: Ovitrap – Übersicht positiver Proben mit Koordinaten, Datum und Probennummern

Falle	Datum		Monat	Fangnummer	Anzahl	Probennummer	
	Ausbringung	Sammlung			Ae. Eier (morph.)	PCR	Barcoding
OT_03	18.08.2021	24.08.2021	Aug	OT_WZF_03_20210818	45	WZF008	Negativ
	24.08.2021	01.09.2021	Aug	OT_WZF_03_20210824	120	WZF006	<i>Ae. geniculatus</i>
	01.09.2021	08.09.2021	Sep	OT_WZF_03_20210901	39	WZF013	Negativ
OT_07	08.09.2021	14.09.2021	Sep	OT_WZF_07_20210908	3	WZF023	Negativ
	20.09.2021	29.09.2021	Sep	OT_WZF_07_20210920	26	WZF016	<i>Ae. geniculatus</i>
OT_09	14.09.2021	20.09.2021	Sep	OT_WZF_09_20210914	20	WZF019	<i>Ae. geniculatus</i>
OT_11	18.08.2021	24.08.2021	Aug	OT_WZF_11_20210818	6	WZF009	<i>Ae. geniculatus</i>
OT_13	18.07.2021	26.07.2021	Jul	OT_WZF_13_20210718	60	VE791	<i>Ae. japonicus</i>
	20.09.2021	29.09.2021	Sep	OT_WZF_13_20210920	139	WZF017	<i>Ae. japonicus</i>
OT_14	04.08.2021	10.08.2021	Aug	OT_WZF_14_20210804	7	WZF004	<i>Ae. japonicus</i>
	10.08.2021	18.08.2021	Aug	OT_WZF_14_20210810	9	WZF002	<i>Ae. koreicus</i>
	01.09.2021	08.09.2021	Sep	OT_WZF_14_20210901	41	WZF010	<i>Ae. japonicus</i>
OT_15	10.08.2021	18.08.2021	Aug	OT_WZF_15_20210810	115	WZF001	<i>Ae. geniculatus</i>
	18.08.2021	24.08.2021	Aug	OT_WZF_15_20210818	3	WZF007	<i>Ae. geniculatus</i>
	01.09.2021	08.09.2021	Sep	OT_WZF_15_20210901	5	WZF012	Negativ
	08.09.2021	14.09.2021	Sep	OT_WZF_15_20210908	2	WZF022	<i>Ae. geniculatus</i>
	14.09.2021	20.09.2021	Sep	OT_WZF_15_20210914	62	WZF020	<i>Ae. geniculatus</i>
OT_16	14.09.2021	20.09.2021	Sep	OT_WZF_16_20210914	20	WZF021	<i>Ae. geniculatus</i>
OT_18	01.09.2021	08.09.2021	Sep	OT_WZF_18_20210901	1	WZF011	Negativ
OT_21	04.08.2021	10.08.2021	Aug	OT_WZF_21_20210804	18	WZF005	<i>Ae. geniculatus</i>
	10.08.2021	18.08.2021	Aug	OT_WZF_21_20210810	32	WZF003	<i>Ae. geniculatus</i>
	01.09.2021	08.09.2021	Sep	OT_WZF_21_20210901	55	WZF014	Negativ
	08.09.2021	14.09.2021	Sep	OT_WZF_21_20210908	100	WZF024	<i>Ae. geniculatus</i>
	20.09.2021	29.09.2021	Sep	OT_WZF_21_20210920	8	WZF018	<i>Ae. geniculatus</i>

Tab. 22: BG Sentinel Fallen – Übersicht Sammeldaten, Stechmückenarten und Probennummern

Monat	Datum Ausbringung	Falle	Fangnummer	Anzahl	Art (morphologisch)	Probennummer
Juli	12.07.2021	BG_04	BG_WZF_04_20210712	14	<i>Cx. pipiens/torrentium</i>	V062
				3	<i>Cq. richiardii</i>	V063
		BG_05	BG_WZF_05_20210712	7	<i>Cx. pipiens/torrentium</i>	V064
				1	<i>Cq. richiardii</i>	V065
	26.07.2021	BG_04	BG_WZF_04_20210726	15	<i>Cx. pipiens/torrentium</i>	V130
				1	<i>Ae. vexans</i>	V131
August		BG_05	BG_WZF_05_20210726	2	<i>Cx. pipiens/torrentium</i>	V129
	09.08.2021	BG_04	BG_WZF_04_20210809	28	<i>Cx. pipiens/torrentium</i>	V141
				6	<i>Ae. vexans</i>	V142
		BG_05	BG_WZF_05_20210809	30	<i>Cx. pipiens/torrentium</i>	V143
				11	<i>Ae. vexans</i>	V144
				1	<i>Ae. geniculatus</i>	V145
	23.08.2021	BG_04	BG_WZF_04_20210823	9	<i>Cx. pipiens/torrentium</i>	V149
		BG_05	BG_WZF_05_20210823	1	<i>Cx. pipiens/torrentium</i>	V148
September	06.09.2021	BG_04	BG_WZF_04_20210906	7	<i>Cx. pipiens/torrentium</i>	V196
		BG_05	BG_WZF_05_20210906	2	<i>Ae. geniculatus</i>	V193
				1	<i>Cx. pipiens/torrentium</i>	V194
				1	<i>Ae. vexans</i>	V195
	20.09.2021	BG_04	BG_WZF_04_20210920	1	<i>An. plumbeus</i>	V197
		BG_05	BG_WZF_05_20210920	2	<i>Cx. pipiens/torrentium</i>	V198

Danksagung

Mein besonderer Dank gilt meinem Betreuer PD Dr. Hans-Peter Fuehrer und Dr. Maria Unterköfler für das tolle Thema und die unkomplizierte konstruktive Zusammenarbeit. Beides ist nicht selbstverständlich.

Für die Durchführung der molekularbiologischen Analysen bedanke ich mich sehr herzlich bei Bitu Shahi Barogh und Christina Proßegger.

Dr. Maria Unterköfler hat die Adultfallen über den ganzen Sommer hinweg betreut und bei der morphologischen Bestimmung der adulten Stechmücken sowie beim Identifizieren der Stechmückeneier haben mich PD Dr. Hans-Peter Fuehrer, Dr. Maria Unterköfler und Dr. Karin Bakran-Lebl unterstützt – Danke!

Weiters möchte ich mich bei meiner Kollegin Ute Wiesbauer für die Arbeitsteilung beim Sammeln und Auswerten der Proben bedanken.

Last but not least – ein großes Dankeschön an die Verwaltung des Wiener Zentralfriedhofs für die Erlaubnis das Projekt durchzuführen.