



GELSENREGULIERUNG MITTELS BACILLUS THURINGIENSIS ISRAELEN- SIS (BTI) EINE BEWERTUNG AUS GEWÄSSERÖKOLOGISCHER SICHT

IMPRESSUM

Medieninhaber und Herausgeber:
BUNDESMINISTERIUM
FÜR NACHHALTIGKEIT UND TOURISMUS
Stubenring 1, 1010 Wien
www.bmnt.gv.at

Autoren: Mag. Dr. Georg Wolfram & Mag. Philipp Wenzl (DWS Hydro-Ökologie GmbH, Technisches Büro für Gewässerökologie und Landschaftsplanung; Zentagasse 47/3, A-1050 Wien)
Bildnachweis: Titelbild: G. Wolfram / DWS Hydro-Ökologie: isolierter Altarm, Seite 6: P. Wenzl / DWS Hydro-Ökologie: links: Weiden-Au Höhe Engelhartstetten, rechts: überschwemmte Wiese bei Marchegg; Seite 8: US Department of Agriculture, Wikipedia Commons gemeinfrei; Seite 12: J. Gathany (CDC), Wikipedia Commons gemeinfrei; Seite 13: P. Wenzl / DWS Hydro-Ökologie links: CO₂-Falle zum Fang adulter Stechmücken. rechts: Schöpfkelle zur Abschätzung der Dichte von Gelsenlarven. Fotos.); Seite 15: CreativeCommons-Lizenz CC-BY 4.0
Gestaltungskonzept: WIEN NORD Werbeagentur
Gestaltung: Ing.ⁱⁿ Ingrid Eder (BMNT)

Alle Rechte vorbehalten.
Wien, Juni 2018

INHALTSVERZEICHNIS

IMPRESSUM.....	2
ZUSAMMENFASSUNG.....	4
1 EINLEITUNG.....	6
2 VORKOMMEN UND ÖKOLOGIE VON GELSEN.....	8
3 GELSENREGULIERUNG.....	11
3.1 LEBENSQUALITÄT, GESUNDHEIT UND UMWELTSCHUTZ.....	11
3.2 STRATEGIEN UND METHODEN IM „KAMPF“ GEGEN STECHMÜCKEN.....	12
4 CHARAKTERISIERUNG UND EINSATZ VON <i>BTI</i>	15
4.1 ENTDECKUNG UND TAXONOMISCHE ABGRENZUNG.....	15
4.2 WIRKUNGSWEISE (MODE OF ACTION).....	15
4.3 RESISTENZ.....	17
4.4 FORMULATIONEN.....	18
4.5 DOSIERUNG.....	19
4.6 EINSATZGEBIETE.....	20
5 TOXIZITÄT VON <i>BTI</i>	22
5.1 DIREKTE WIRKUNG AUF WIRBELLOSE.....	22
5.1.1 ZIELORGANISMEN.....	22
5.1.2 PROTOZOEN, PILZE, EINZELLER UND AQUATISCHE PFLANZEN.....	22
5.1.3 NIEDERE WIRBELLOSE.....	23
5.1.4 SPINNENTIERE UND KREBSE.....	24
5.1.5 ZUCKMÜCKEN (CHIRONOMIDAE).....	25
5.1.6 ANDERE ZWEIFLÜGLER.....	28
5.1.7 SONSTIGE INSEKTEN.....	29
5.2 DIREKTE WIRKUNG AUF WIRBELTIERE.....	30
5.3 INDIREKTE WIRKUNGEN UND LANGZEITEFFEKTE.....	31
5.3.1 VORBEMERKUNG.....	31
5.3.2 INDIREKTE EFFEKTE AUF BAKTERIEN, PROTOZOEN UND ALGEN.....	32
5.3.3 INDIREKTE EFFEKTE AUF FRESSFEINDE UND ANDERE NICHT-ZIELORGANISMEN.....	33
5.4 RESÜMEE ZU DIREKTEN UND INDIREKTEN WIRKUNGEN VON <i>BTI</i>	34
6 EINFLUSSFAKTOREN AUF DIE WIRKSAMKEIT UND PERSISTENZ VON <i>BTI</i>	36
7 RESÜMEE.....	40
8 LITERATUR.....	42
9 ABBILDUNGSVERZEICHNIS.....	63

ZUSAMMENFASSUNG

DIE VORLIEGENDE LITERATURSTUDIE behandelt die **potenziellen Auswirkungen von *Bacillus thuringiensis israelensis (Bti)* auf aquatische Organismen**. Das Insektizid *Bti* wird derzeit weltweit vor allem gegen Larven von Stechmücken (Culicidae) und Kriebelmücken (Simuliidae) eingesetzt.

Stechmücken sind in Österreich mit etwas mehr als 40 Arten vertreten. Als blutsaugende Ektoparasiten werden sie von den meisten Menschen als lästig empfunden und können beispielsweise in der Viehwirtschaft auch wirtschaftliche Schäden verursachen. In anderen Ländern, vor allem in den Tropen, werden Stechmücken als Vektoren von Krankheiten wie Malaria oder dem Zika-Virus bekämpft.

Der Kampf gegen die Stechmücken wird vorrangig mit **Insektiziden** geführt. Das am häufigsten eingesetzte Insektizid gegen Stechmücken ist *Bacillus thuringiensis israelensis* oder *Bti*, da es sehr spezifisch gegen die Larven wirkt und eine weitaus geringere Wirkung auf Nicht-Zielorganismen hat als andere Insektizide wie Organophosphate oder Pyrethroide. In Österreich wird *Bti* bislang vor allem in den March-Thaya-Auen ausgebracht.

Bti ist ein aerobes Bakterium, dessen Wirksamkeit gegen Stechmücken seit den 1970er Jahren bekannt ist; der weitweite Einsatz zur biologischen Kontrolle von Stechmücken begann 1982. Das Bakterium produziert während der Sporenbildung Kristallproteine, die unter bestimmten Bedingungen zu starken Toxinen umgewandelt werden. Voraussetzung für die **Wirkung von *Bti* auf Stechmücken** ist eine rasche Aufnahme durch die filtrierenden Larven, ein hoch alkalischer pH-Wert im Darmtrakt, die enzymatische Freisetzung der Toxine und der Besitz von Rezeptoren an der Darmwand. Von den Gelsenlarven aufgenommen, führt *Bti* zur Auflösung der Darmwand und schließlich zum Tod der Larven. Der komplexe Mechanismus bedingt die spezifische Wirkung auf bestimmte Familien unter den Zweiflüglern (und wenige andere Tiergruppen) und ist ein Grund dafür, dass bislang nur im Labor **Resistenzen** gegen *Bti* beobachtet wurden.

Bti wird in verschiedenen **Formulationen** hergestellt, die sich in der Art der Aufbereitung und Ausbringung (als Suspension, Pulver etc.), aber auch in ihrer toxischen Wirkung und ihrer **Persistenz** unterscheiden. Die Wirkung von *Bti* hält im Feld in der Regel nur wenige Tage an, im Labor auch über mehrere Wochen (Mittal 2003). *Bti* wird daher zur Reduktion der Gelsenlarven meist regelmäßig und mehrmals über die Saison verteilt ausgebracht. Als Dosierung wird von den Herstellern von *Bti* eine Applikation mit umgerechnet rund $0,3 - 6 \times 10^9$ ITU / ha empfohlen (ITU = international toxic units).

Bei den meisten Wirbellosen, aber auch bei Wirbeltieren und beim Menschen hat *Bti* keine oder nur bei extremer Überdosierung eine toxische Wirkung, wobei hier auch Effekte von Nebenprodukten („inerte Komponenten“ z.B. zur Produktstabilität) eine Rolle spielen könnten. Dennoch zeigen neben den Stech- und Kriebelmücken auch manche andere Organismengruppen eine erhöhte Sensitivität gegenüber *Bti*, vorrangig verschiedene Zweiflügler (Zuckmücken, Schnaken), vereinzelt aber auch Fadenwürmer, Blattkäfer oder Schleiermotten. Nach **Laboruntersuchungen** bestehen hohe artspezifische Unterschiede in der Sensitivität gegenüber *Bti*. Jüngere Larvenstadien sind zudem empfindlicher als ältere. In den allermeisten Fällen ist ein negativer Effekt von *Bti* auf **Zuckmücken und andere Nicht-Zielorganismen** erst bei höherer Dosierung nachweisbar als üblicherweise gegen Stechmücken eingesetzt. So liegt die toxische Wirkung von *Bti* bei Zuckmücken zumeist um ein bis zwei Zehnerpotenzen über jener, die von den Herstellern gegen Stechmücken empfohlen werden.

In zahlreichen **Feldstudien** über mögliche Auswirkungen von *Bti* auf Zuckmücken und andere Wirbellose wurden keine negativen Effekte gefunden, einige Studien kamen aber zu einem gegenteiligen Ergebnis. Zu möglichen **Langzeiteffekten** ist der Wissensstand allerdings noch ungenügend.

Ein Schlüsselfaktor im Feld ist die **Dosierung bzw. Exposition** der Larven gegenüber *Bti*, die je nach Methodik der Ausbringung, Wassertiefe und verschiedenen abiotischen und biotischen Rahmenbedingungen stark variieren kann. Ohne gute Schulung der an der *Bti*-Ausbringung beteiligten Personen besteht die Gefahr einer Überdosierung, wodurch in gesteigertem Maße auch Nicht-Zielorganismen wie Zuckmücken betroffen sein können.

Wie Langzeiteffekte sind auch **indirekte Auswirkungen** auf andere trophische Ebenen ungenügend erforscht, nicht zuletzt aufgrund methodischer Schwierigkeiten in einem multifaktoriellen Umfeld. Nach Studien in der Camargue gibt es jedoch bei Singvögeln infolge des Ausfalls der Nahrungsressource Stechmücken Veränderungen im Nahrungsverhalten und einen geringeren Bruterfolg.

Die wissenschaftliche Debatte zu *Bti* wird teilweise emotional und nicht immer objektiv geführt, und oft ist sehr rasch erkennbar, ob die Autoren einer wissenschaftlichen Studie auf der Seite der Befürworter oder Gegner von *Bti* stehen. Hinzu kommt, dass in manchen Fällen die Unbefangenheit von Personen, welche mögliche Auswirkungen von *Bti* auf Nicht-Zielorganismen untersuchen und zugleich im Vertrieb von *Bti*-Produkten involviert sind, sehr in Frage zu stellen ist.

Zusammenfassend ist festzuhalten, dass *Bti* infolge der sehr spezifischen und komplexen Wirkungsweise zweifelsohne weniger schädliche Auswirkungen auf die Umwelt hat als zahlreiche andere Insektizide. Unsicherheiten bestehen hinsichtlich der Dosierung im Feld, nicht zuletzt auch in Hinblick auf die (gentechnische) Entwicklung von *Bti*-Formulationen mit höherer Persistenz. Wichtig ist eine genaue Dokumentation, wann, wo und in welchen Mengen *Bti* ausgebracht wird. Als Grundlage für künftige Genehmigungsverfahren der Ausbringung von *Bti* wird die Ausarbeitung eines Leitfadens empfohlen, in dem die Rahmenbedingungen und Voraussetzungen für einen *Bti*-Einsatz dargelegt werden.

1 EINLEITUNG

*Fortuna lächelt, doch sie mag nur ungern voll beglücken.
Schenkt sie uns einen Sommertag, so schenkt sie uns auch Mücken.*

Wilhelm Busch

STECHMÜCKEN ODER GELSEN (Familie Culicidae, Ordnung Zweiflügler oder Diptera) kommen in Österreich mit etwas mehr als 40 Arten vor und sind praktisch im gesamten besiedelten Gebiet anzutreffen. Als blutsaugende Ektoparasiten werden sie von den meisten Menschen schlicht als lästig empfunden.

Innerhalb von Österreich sind vor allem die Donau-Auen, die March-Thaya-Auen (Abbildung 1) oder das Neusiedler-See-Gebiet für hohe Dichten adulter Gelsen bekannt. In „starken Gelsenjahren“ kann der Aufenthalt im Freien hier äußerst unangenehm werden.



Abbildung 1. Die March-Thaya-Auen (Frühjahr 2016) sind auch bei rückstauendem Donauhochwasser großflächig überschwemmt und potenzielle Brutstätten für Gelsen. Links: Weiden-Au Höhe Engelhartstetten, rechts: überschwemmte Wiese bei Marchegg. Foto: P. Wenzl (DWS Hydro-Ökologie).

Durch den Einsatz von Repellents oder Räucherstäbchen lässt sich der Andrang hungriger Stechmücken (zumindest subjektiv) zwar verringern. Ab einer gewissen Dichte empfinden jedoch die meisten Menschen allein das Surren der herumschwirrenden Plagegeister als so bedrohlich, dass sie die Flucht ins Hausinnere antreten. Das Minnesota Department of Health (1999) hat versucht, diese Reaktion der Menschen im Rahmen einer Studie zu quantifizieren: Demnach greifen die meisten Personen ab 3 Gelsen in fünf Minuten zu Anti-Gelsen-Sprays, gehen aber bei mehr als 10 *mosquito approaches* ins Hausinnere. Worobey *et al.* (2013) wiesen einen signifikanten Zusammenhang von Gelsenaufkommen (bzw. -bekämpfung) und der Häufigkeit und Dauer von Outdoor-Aktivitäten bei Kindern nach. Für manche Menschen stellen sich da grundsätzliche Fragen zur Lebensqualität und zur Nutzbarkeit ihres Wohnorts.

Abgesehen vom rein subjektiven, naturgemäß sehr unterschiedlichen Empfinden können Gelsen, Kriebelmücken oder andere als „Pest“ empfundene blutsaugende Mücken in Tourismusgebieten zu signifikanten ökonomischen Einbußen führen (Breeland & Mulrennan 1983). Becker & Zgomba (2007) geben an, dass in manchen Gegenden in Tschechien und der Slowakei land- und forstwirtschaftliche Arbeit zeitweise unmöglich ist. Nach Land & Miljand (2014) wurden bei Schafen und Rindern infolge hoher Dichten blutsaugender Insekten Stresssymptome beobachtet. Ríha *et al.* (1979) beschrieben eine Abnahme der Milchproduktion von Rindern in Südböhmen in Gebieten mit starkem Gelsen- und Bremsenaufkommen; durch den Einsatz eines Insektizids konnten hingegen die Milchmenge wie auch der Fettgehalt der Milch gesteigert werden.

Der vielleicht wichtigste Grund für den weltweiten Kampf gegen Gelsen ist jedoch ein medizinischer: Stechmücken sind bedeutende Vektoren für eine Reihe von Krankheiten (Boisvert 2007). In jüngster Zeit haben zahlreiche Berichte über das Zika-Virus (Centers for Disease Control and Prevention), abgerufen am 16.09.2016) sowie Sorgen um die Ausbreitung von Malaria oder Gelbfieber im Zuge der Klimaerwärmung (Githeko *et al.* 2000; Reiter 2001) die Diskussion um den „Kampf gegen Moskitos“ befeuert.

Gegen die Gelsenbekämpfung sprechen zunächst Aufwand und Kosten. In Florida betrug das Budget für den Kampf gegen die Moskitos Anfang der 1980er Jahre rund 26 Millionen US-Dollar (Breeland & Mulrennan 1983). Auch in Europa werden heute in manchen Regionen Millionen Euro in die Bekämpfung der Gelsen gesteckt (Hirsch & Becker 2009; Schug & Joachim 2014). Soweit es nur um Stechmücken als Plagegeister der Bevölkerung und nicht um ein gesundheitliches Risiko geht, sind die hohen Kosten sicherlich zu hinterfragen. In Ländern, die durch Malaria oder Dengue-Fieber betroffen sind, steigt hingegen mit dem Risiko einer Erkrankung auch die Bereitschaft der Bevölkerung, für die Bekämpfung der Stechmücken entsprechende Kosten zu übernehmen (Dickinson & Paskewitz 2012).

Daneben gibt es aber auch ökologische Bedenken. Beim Einsatz von Insektiziden werden oft Kollateralschäden an anderen Organismengruppen, den so genannten Nicht-Zielorganismen, in Kauf genommen. Zielt die Bekämpfung auf die im Wasser lebenden Larven ab, so betrifft das zunächst aquatische Wirbellose, über die Nahrungskette aber potenziell auch Vögel oder Fledermäuse. Ökologen und Naturschützer kritisieren daher die Angstmache gegen Gelsen als Vektoren von Krankheiten und halten Horrorszenarien hinsichtlich der Ausbreitung von Malaria in Europa für übertrieben. Nicht immer ist klar zu erkennen, ob beim Insektizid-Einsatz die Sorge um das Wohl der Menschen oder wirtschaftliche Interessen im Vordergrund stehen (Gruber & Konrad 2015).

Diese Fragen lassen sich an dieser Stelle nicht klären. Die Studie konzentriert sich auf die ökologischen Aspekte, die im Rahmen einer Literaturrecherche dargelegt werden sollen. Aus der Vielzahl möglicher Einsatzmittel gegen Gelsen behandelt die Studie das *Bacillus thuringiensis israelensis*, kurz: *Bti*. Es ist heute das wichtigste Insektizid im Kampf gegen Stechmücken und wird auch in Österreich mancherorts eingesetzt.

Die vorliegende Studie geht zunächst auf Vorkommen und Ökologie von Gelsen ein (Kap. 2) und behandelt anschließend die unterschiedlichen Ansätze zur Gelsenregulierung (Kap. 3). Ein Schwerpunkt der Studie ist die Beschreibung der Wirkungsweise von *Bti* (Kap. 4), da sich daraus potenzielle Gefahren für andere Organismen ableiten oder ausschließen lassen. In Kap. 5 wird der Frage nach möglichen direkten oder indirekten Einflüssen von *Bti* auf aquatische Lebensgemeinschaften nachgegangen, Kap. 6 behandelt die Einflussfaktoren auf die Wirksamkeit, Aktivität und Persistenz von *Bti* in der Umwelt. Die Studie schließt in Kap. 7 mit einem Resümee.

Es ist *nicht* das Ziel der vorliegenden Arbeit, ein abschließendes Urteil *pro* oder *contra Bti* und Empfehlungen zum *Bti*-Einsatz in Österreich abzugeben. Vielmehr soll mit der Literaturrecherche ein Überblick über den aktuellen Wissensstand zu diesem Insektizid mit einem Schwerpunkt auf den ökologischen Auswirkungen gegeben werden.

2 VORKOMMEN UND ÖKOLOGIE VON GELSEN

STECHEMÜCKEN ODER GELSEN (im Englischen: *mosquitoes*) gehören zur Familie der Culicidae, die der Unterordnung der Nematocera (Mücken) und damit der Ordnung der Diptera (Zweiflügler) zuzurechnen sind. In Süddeutschland ist auch die Bezeichnung Schnaken verbreitet, die jedoch von den (*nicht* blutsaugenden) Schnaken im eigentlichen Sinne (wissenschaftlich: Tipulidae) zu unterscheiden sind.

Von den mehr als 100 europäischen Culiciden-Arten (Fauna Europaea 2015) kommen in Österreich 43 Arten aus 7 Gattungen vor (*Anopheles*, *Aedes*, *Ochlerotatus*, *Culex*, *Culiseta*, *Coquillettia* und *Uranotaenia* (Zittra & Waringer 2015). Allein im Nationalpark Donau-Auen sind es beispielsweise 19 Arten (Zittra 2013)



Abbildung 2. Adulte Gelbfiebermücke. Quelle: US Department of Agriculture, Wikipedia Commons gemeinfrei

Gelsen besiedeln praktisch das gesamte Bundesgebiet, der Schwerpunkt des Vorkommens liegt aber in tieferen bis mittleren Lagen. Nur wenige Arten finden sich auf über 1000 m Seehöhe, z.B. *Aedes punctor* im Ötztal bis knapp 2.200 müA (Dahl & Nielsen 1993). Wärmeliebende Arten sind auf tiefe Lagen (<600 müA) beschränkt; dazu gehört beispielsweise die in Österreich nur sehr vereinzelt nachgewiesene Tigermücke *Aedes albopictus*, die als Vektor des Chikungunya- und Dengue-Virus gefürchtet ist (Fischer *et al.* 2014; Medlock *et al.* 2012).

Ökologisch lassen sich die Stechmücken nach AGES (2016) verschiedenen Gruppen zuordnen: Die so genannten *Überschwemmungsgelsen* legen ihre Eier auf trockene Flächen von Überschwemmungsgebieten. Nach einem Hochwasser entwickeln sich die geschlüpften Larven sehr rasch in den zurückgebliebenen Tümpeln oder auf von der Sonne aufgeheizten überschwemmten Wiesen (stehendes Wasser). Sie besiedeln als Pioniere einen Lebensraum, der erst von wenigen anderen Arten genutzt wird, und sind daher nur einem geringen Fraßdruck (beispielsweise durch Fische) ausgesetzt. Die Larven ernähren sich filtrierend und durchlaufen vier Larvenstadien. Mit einem Atemrohr nehmen die meisten Arten den nötigen Sauerstoff von

der Oberfläche auf. Nach der Verpuppung kommt es zum Schlupf und aufgrund der kurzen Entwicklungszeit oft zu einer Massentwicklung adulter Gelsen (Abbildung 3). Diese leben bei vielen Arten nur sehr kurz – umso dringender ist das Bedürfnis der Weibchen nach Blut, damit die Eier reifen können. Die Männchen, die man anhand der buschigen Fühler von den Weibchen unterscheiden kann, saugen kein Blut. Ein wichtiger (Fern-)Lockstoff für die weiblichen Gelsen ist Kohlendioxid (ein Umstand, den man sich beim Einsatz von CO₂-Fallen zunutze macht (Qiu *et al.* 2007)). Daneben spielen aber auch Körpergerüche, die z.B. durch Milchsäure-Ausdünstungen hervorgerufen werden (Steib *et al.* 2001), eine wesentliche Rolle.

Überschwemmungsgelsen bleiben in der Regel in der Nähe ihrer Brutstätten, sie können aber vom Wind weit verdriftet werden. In Gebäude dringen sie hingegen nur selten ein (AGES 2016). Die Überwinterung erfolgt meist im Eistadium (Becker *et al.* (2010)). Typische Vertreter von Überschwemmungsgelsen sind *Aedes vexans*, *Aedes (Ochlerotatus) sticticus* und *Aedes rossicus*.

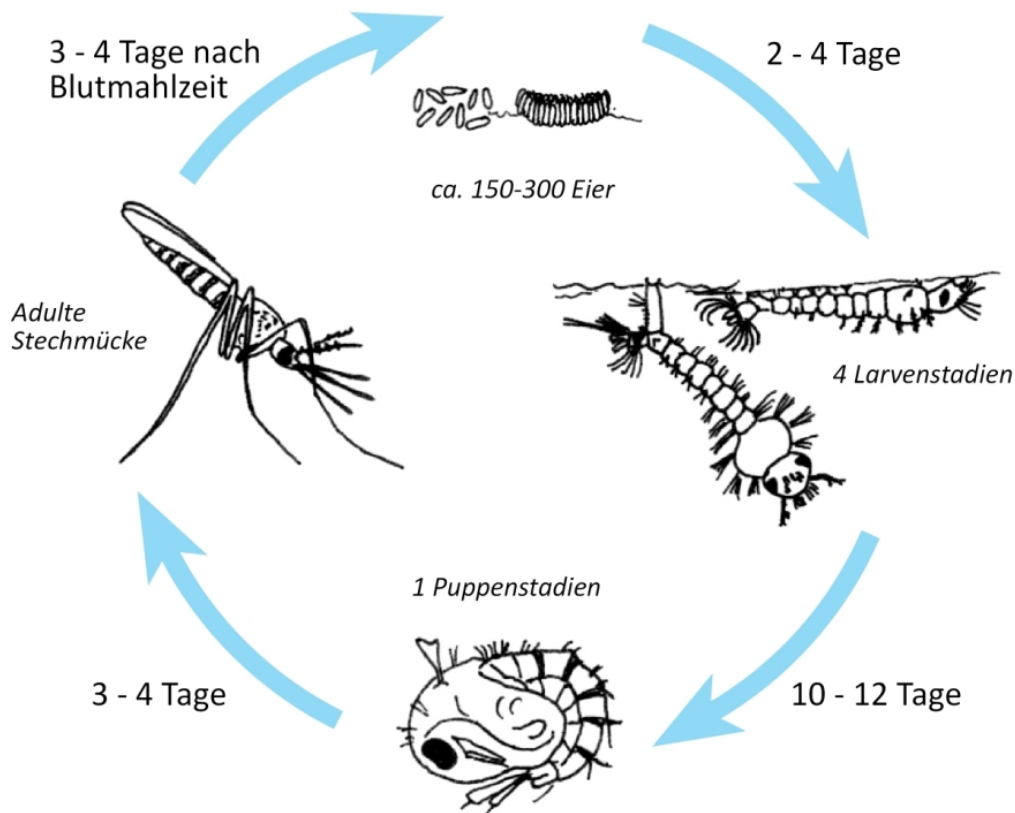


Abbildung 3. Entwicklungszyklus von Stechmücken. Grafik aus Zittra (2013), verändert.

Die *Hausgelsen*, mit *Culex pipiens*, *Culex hortensis* oder *Culiseta annulata* als wichtigste Vertreter, verbringen den Winter im Gegensatz zu den Überschwemmungsgelsen als Adulttiere in Erdlöchern, Baumhöhlen, auch in Kellern oder auf Dachböden. Die Eiablage erfolgt im Frühjahr in kleineren Wasseransammlungen in der Nähe des Winterschlafplatzes. Typische „Brutgewässer“ sind in der Nähe von Siedlungen Regentonnen, wassergefüllte Altreifen oder Vogeltränken, ansonsten Wassergräben oder die Uferbereiche von Tümpeln. Die Lebensweise der Hausgelsen-Larven ist grundsätzlich ähnlich jener der Überschwemmungsgelsen; die meisten Arten können wie diese auch die erhöhte Verfügbarkeit von Brutstätten nach Hochwasserereignissen nutzen. Sie kommen jedoch mittlerweile auch ohne natürliche Gewässer gut zurecht, haben sich also zu klassischen Kulturfolgern entwickelt (AGES 2016). Als *Fieber-* oder *Malaria-Gelsen* werden mitunter Vertreter der Gattung *Anopheles* bezeichnet, die ansonsten den Hausgelsen ökologisch ähneln. Trächtige Weibchen suchen in der warmen Jahreszeit eher feuchte Räume und Tierställe als Ruheplatz auf, können hier aber auch den Winter überdauern. Ansonsten überwintern *Anopheles*-Arten meist im Ei- oder Larvenstadium.

Invasive Gelsen schließlich sind zwar nicht ökologisch von den anderen Arten getrennt, werden aber doch oft als eigene Gruppe aufgefasst. Man versteht darunter Arten, die vorwiegend in südlich-tropischen Gegenden verbreitet sind. Manche Vertreter scheinen eine besonders hohe ökologische Toleranz und Robustheit zu besitzen, allerdings ist dazu noch wenig bekannt. Milde Winter begünstigen das Überleben und die Verbreitung dieser Arten in Mitteleuropa.

Sowohl Überschwemmungs- als auch Haus- oder Fiebergelsen können mehrere Generationen pro Jahr entwickeln. Die Zahl der Gelsen kann sich daher bis zum Ende der Saison vervielfachen und pro Weibchen theoretisch bis zu einer Milliarde Nachkommen erreichen. Das verdeutlicht das Potenzial als *pest species* oder in Hinblick auf Krankheitsvektoren, lässt aber auch erahnen, welche Bedeutung Stechmücken als Nahrungsressource für andere Tierarten haben.

3 GELSENREGULIERUNG

3.1 LEBENSQUALITÄT, GESUNDHEIT UND UMWELTSCHUTZ

IN EUROPA ist die Verbesserung der Lebensqualität der Menschen das vorrangige Ziel der Gelsenregulierung. Da zunehmend mehr Menschen dem Einsatz von Insektiziden zurückhaltend gegenüberstehen, hat sich die deutsche KABS (Kommunale Aktionsgemeinschaft zur Bekämpfung der Schnakenplage), die seit vielen Jahren den Einsatz von *Bti* am Rhein durchführt, auch die Bewahrung der Biodiversität durch den Einsatz umweltfreundlicher Produkte auf die Fahnen geheftet (Hirsch & Becker 2009). Die 2000 ins Leben gerufene *European Mosquito Control Association* (EMCA) nennt unter ihren Zielen den Schutz der Diversität von Feuchtgebieten durch den Einsatz von selektiven Methoden zur Moskito-Kontrolle sowie die Bevorzugung von Methoden mit „niedrigem toxikologischem Profil“ (Becker & Zgomba 2007).

Durch das Vordringen invasiver Gelsenarten nach Europa als Folge des globalen Handels und der Klimaerwärmung treten gesundheitliche Aspekte zunehmend in den Vordergrund. In den letzten Jahren traten wiederholt Ausbrüche des Sindbis-Virus in Schweden und Finnland oder des West-Nil-Virus in mehreren südeuropäischen Ländern auf, aus Italien wurde ein Ausbruch des exotischen Chikungunya-Virus gemeldet, Chikungunya- und Dengue-Virus-Infektionen treten sporadisch auch in Südfrankreich auf (Butler 2012; Lundström 1999; Rezza *et al.* 2007; Sainz-Elipé *et al.* 2010; Vega-Rua *et al.* 2013). Stechmücken sind nicht zuletzt auch die einzigen Vektoren von Malaria, einer Krankheit, die alljährlich weltweit mehrere hunderttausend Tote fordert und früher auch in Südeuropa beheimatet war (Ben-Dov 2014; Hassl 2008; WHO 2015). Vor einem Wiederaufkommen von Malaria im mediterranen Raum im Zuge der globalen Erwärmung wird immer wieder gewarnt, auch wenn es dazu keine klare Prognose gibt (Alten *et al.* 2007; Erickson *et al.* 2012).

Besondere Aufmerksamkeit hat in den letzten Jahren die Tigermücke *Aedes albopictus* erregt. Die als Vektor für Chikungunya und Dengue gefürchtete Stechmückenart wurde bereits in zahlreichen südeuropäischen Ländern, aber auch der Schweiz, den Niederlanden und Belgien nachgewiesen. Sehr vereinzelte Nachweise liegen auch aus Deutschland (Becker *et al.* 2013), Tschechien (Šebesta *et al.* 2012) und jüngst – als Einzelfunde 2012 bei Jennersdorf und an der Inntal-Autobahn in Tirol – auch aus Österreich vor (AGES 2016; Seidel *et al.* 2012). Ebenso vereinzelt blieben die Nachweise der Asiatischen Buschmücke *Aedes japonicus*, dem Überträger des West-Nil-Virus. Keine Belege gibt es für beide Arten aus den March-Thaya-Auen, die sicherlich zu den Gelsen-Hot-spots in Österreich gehören (MTA 2016).



Abbildung 4. Tigermücke *Aedes albopictus*. Quelle: J. Gathany (CDC), Wikipedia Commons gemeinfrei

3.2 STRATEGIEN UND METHODEN IM „KAMPF“ GEGEN STECHMÜCKEN

Seitens der World Health Organisation (WHO 2014) wird als erste, individuelle Maßnahme zur Verringerung des Risikos von Gelsenstichen die Vermeidung von Gegenden mit hohen Gelsendichten empfohlen. Wo dies nicht möglich ist, sollen Gelsenschutzgitter oder Netze (*long-lasting impregnated nets LLINs*) sowie Repellents oder Sprays (*indoor residual spraying IRS*) verwendet werden. Über den individuellen Schutz hinaus, wird die Bevölkerung aufgerufen, die Entstehung potenzieller Brutstätten in Gärten (Regentonnen, alte Autoreifen, Gießkannen) zu vermeiden (Healy *et al.* 2014; Jansen & Beebe 2010; Medlock *et al.* 2012). Die Beseitigung kleiner und kleinster Brutstätten auf Privatgrundstücken, Parkplätzen oder Ruderalflächen – von der WHO als *larval source management (LSM)* bezeichnet – ist auch in Österreich in den March-Thaya-Auen eine wichtige Säule der Gelsenbekämpfung (MTA 2016).

Im direkten Kampf gegen Stechmücken wird die gezielte Besammlung und Entfernung von Larven oder adulten Gelsen (z.B. mittels CO₂-Fallen, Abbildung 5 links) vorgeschlagen. Dieser Ansatz ist sicherlich nur sehr lokal sinnvoll, beispielsweise um die Ausbreitung einer kleinen Population einer invasiven Art zu verhindern (Holder *et al.* 2010).

Eine weitere, schon länger bekannte Methode ist das Ausbringen von Oberflächenfilmen auf potenziellen Brutgewässern. Dabei sollen monomolekulare Filme oder hochraffinierte Mineralöle als *surface agents* verhindern, dass Gelsenlarven und Puppen an der Wasseroberfläche bleiben (Minnesota Department of Health 1999; Nelder *et al.* 2010). Auch diese Methode ist für größere Gebiete ungeeignet und zudem auch für andere Organismen als Stechmücken schädlich.

Bereits in den 1990er Jahren wurde der Einsatz des parasitischen Pilzes *Lagenidium giganteum* als Mittel gegen Gelsenlarven getestet (Nestrud & Anderson 1994). Der Pilz wird unter der Produktbezeichnung Laginex mancherorts noch heute verwendet (Hallmon *et al.* 2000), hat aber letztlich keine große Verbreitung gefunden. Der Pilz verursacht bei Hunden Lagenidiosis, was zum Tod der befallenen Haustiere führen kann (Grooters 2003; Minnesota Department of Health 1999).

In der großflächigen Bekämpfung kommen meist Insektizide zum Einsatz, insbesondere *Bti*, Methopren, Dimilin, Diflubenzuron, Pyrethroid-Derivate oder das Breitband-Organophosphat Chlorpyrifos (Medlock *et al.* 2012). Die meisten dieser Chemikalien haben teils gravierende Auswirkungen auf andere Wirbellose oder sogar Wirbeltiere, zudem besteht das Risiko der Ausbildung von Resistenzen (Tantely *et al.* 2010; Weill *et al.* 2003) (siehe dazu Kap. 4.3).

Wie weiter unten ausgeführt, ist bei *Bti* keine Breitbandwirkung gegeben wie bei anderen Insektiziden. *Bti* ist bislang auch das einzige Larvizid, welches (als *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* Serotype H-14, Strain AM65-52) im Anhang I der EU-Biozid-Richtlinie aufgenommen wurde (Europäische Kommission 1998; 2011; 2015).

Die Effektivität von *Bti* wird zumeist als sehr hoch angegeben. Gemäß einer Studie des Minnesota Department of Health (1999) wurde beim Einsatz von *Bti* in Minnesota eine Reduktion der Gelsendichten von 78 bis 89% erreicht. Die Studie bemängelt jedoch, dass exakte Angaben zu den Larvendichten fehlen und die Reduktion über Schlüpfraten abgeleitet wurde. In Deutschland wird seitens der KABS der Erfolg des *Bti*-Einsatzes mit ca. 95% (Hirsch & Becker 2009) bzw. >90% (Becker 2003) angegeben. Auch in den March-Thaya-Auen wird nach Angaben des dort tätigen „Vereins biologische Gelsenregulierung“ (mta-gelsen.at) eine Effizienz (= Reduktion der adulten Gelsen) von 95% erreicht.

Die Reduktion der Gelsenlarven ist meist besser nachweisbar und dokumentiert. Im Rahmen eines Monitorings zum *Bti*-Einsatz an der March wurde an einzelnen Standorten eine Verringerung der Dichten der Gelsenlarven von mehreren 100 auf 0 Individuen pro Liter festgestellt (Wolfram *et al.* 2016) (Abbildung 6). Zur Quantifizierung der Dichte von Gelsenlarven hat sich als internationaler Standard die Verwendung einer Schöpfkelle mit etwa 1/3 Liter Inhalt eingebürgert (Abbildung 5 rechts). Es gibt aber auch andere Vorschläge zur Abschätzung der Gelsendichte (Carron *et al.* 2003). Die Dichteschätzungen sind oft Grundlage für die Entscheidung zu einem *Bti*-Einsatz, z.B. March-Thaya-Auen ab 20 Ind. L⁻¹ (Wolfram *et al.* 2016), nach Lagadic *et al.* (2013) ab 5 Ind. L⁻¹; in den Thur-Auen liegt die Untergrenze gemäß einer Empfehlung von AQUAPLUS (2013) bei 100 Ind. L⁻¹.

Die Dichten adulter Gelsen sind aus den Larvendichten nur bedingt abzuleiten und werden durch Verdriftungen und die lokalen Verhältnisse wesentlich beeinflusst. Auch ein Zusammenhang von Larvendichten und durch Stechmücken übertragene Krankheiten konnte bislang nicht gesichert nachgewiesen werden (Boyce *et al.* 2013).



Abbildung 5. Links: CO₂-Falle zum Fang adulter Stechmücken. Rechts: Schöpfkelle zur Abschätzung der Dichte von Gelsenlarven. Fotos: P. Wenzl (DWS Hydro-Ökologie).

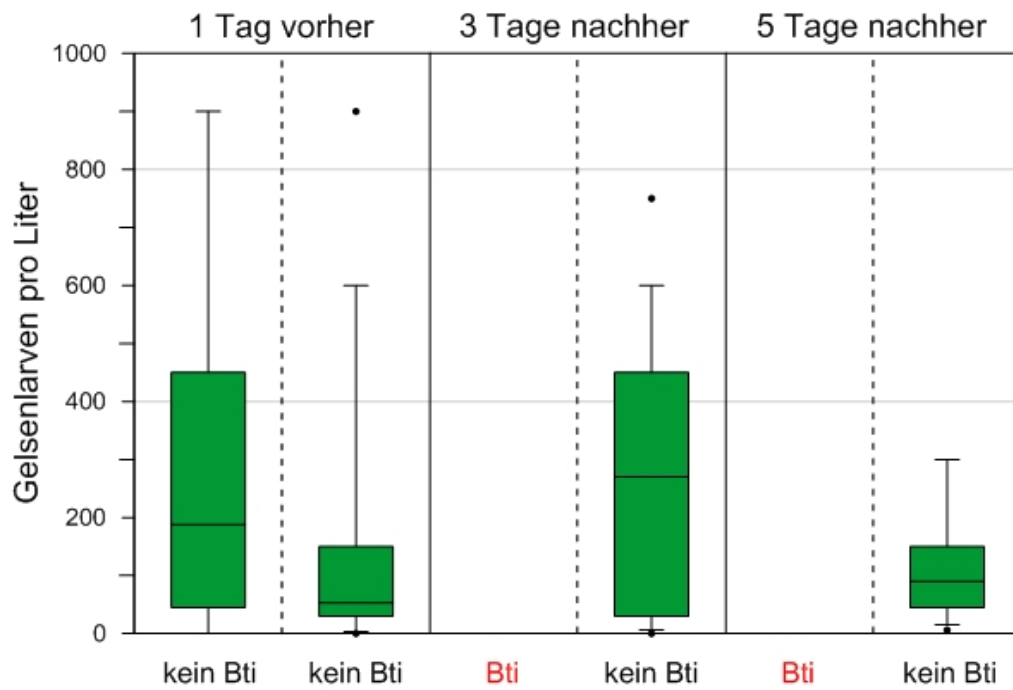


Abbildung 6. Reduktion der Dichte von Gelsenlarven in überschwemmten Wiesen der March-Thaya-Auen vor und nach der Ausbringung von Bti mittels Hubschrauber am 20. Mai 2016 (je 10 Proben an je 3 Standorten mit und ohne Bti-Ausbringung pro Termin, Gesamt n = 180). Grafik nach Daten aus Wolfram et al. (2016).

4 CHARAKTERISIERUNG UND EINSATZ VON *BTI*

4.1 ENTDECKUNG UND TAXONOMISCHE ABGRENZUNG

BACILLUS THURINGIENSIS ISRAELENSIS (BTI) ist ein Bakterium, das natürlicherweise in Böden vorkommt (Martin & Travers 1989). Es wurde erstmals 1911 von Ernst Berliner in Deutschland isoliert und als Erreger der sogenannten „Schlaffsucht“ bei Raupen von Mehlmotten identifiziert (Ibrahim *et al.* 2010).

B. thuringiensis ist ein stäbchenförmiger, aerober, gram-positiver Sporenbildner, der zum *Bacillus-cereus*-Komplex gerechnet wird. Zu diesem Komplex zählen neben *B. thuringiensis* unter anderem *B. cereus* (produziert ein Lebensmittelgift, vor allem in Reis), *B. anthracis* (Erreger von Milzbrand, Anthrax) und *B. mycoides* (produziert ein Bakteri- und Fungizid) (Swadener 1994).

Die enge Verwandtschaft zu anderen Arten dieses Komplexes macht eine eindeutige Charakterisierung von *Bti* schwierig (Glare & O’Callaghan 1998). Mittlerweile wurde jedoch eine Reihe von DNS-basierten Methoden entwickelt (Akhurst *et al.* 1997, Hansen & Hendriksen 2001), anhand derer individuelle Stränge unterschieden und isoliert werden können. Sie ermöglichen es, das im Zuge der Schädlingsbekämpfung ausgebrachte *Bti* in der Umwelt weiterzuverfolgen.

Bis 1998 wurden 67 Unterarten von *B. thuringiensis* beschrieben (WHO 2009), die spezifisch gegen Larven von Schmetterlingen oder Käfern, aber auch gegen Fadenwürmer (Nematoden) eingesetzt werden. Die Wirksamkeit von *Bti* wurde in den 1970er Jahren im Rahmen eines WHO-Projekts über Pathogene und Parasiten bei Stechmücken entdeckt. Der in dieser Studie identifizierte Strang von *Bacillus thuringiensis* aus der Negev-Wüste in Israel erwies sich als hoch toxisch gegenüber Stechmückenlarven (Goldberg & Margalit 1977). Er wurde später von De Barjac (1978) als *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*, serotype H14 beschrieben und ist mittlerweile als eigene Unterart anerkannt. Neben Stechmücken erwiesen sich vor allem Kriebelmücken als hoch sensitiv gegenüber *Bti*. Seit 1982 wird *Bti* weltweit zur biologischen Kontrolle eingesetzt (GDG Environment 2014).

4.2 WIRKUNGSWEISE (MODE OF ACTION)

Bacillus thuringiensis produziert während der Sporenbildung parasporale Einschlusskörper (Abbildung 7), die aus Kristallproteinen (Cry-Proteinen) bestehen und Vorprodukte verschiedener Toxine sind. Diese wirken sehr spezifisch gegen eine Reihe von Arten von Schmetterlingen (Lepidoptera), Käfern (Coleoptera), Hautflüglern (Hymenoptera), Zweiflüglern (Diptera) und Fadenwürmern (Nematoda) (Bravo *et al.* 2006; Federici *et al.* 2010).

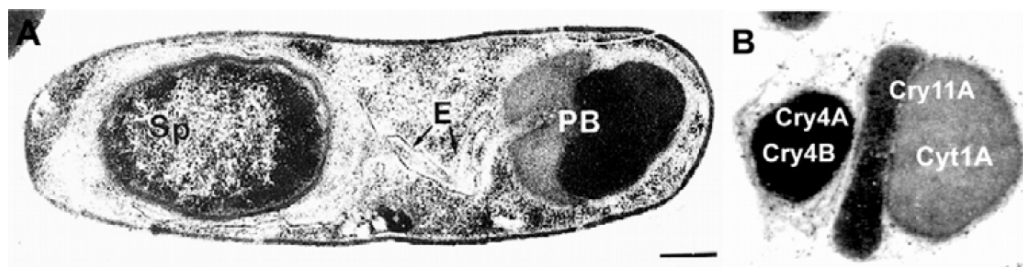


Abbildung 7. Ultrastruktur einer Sporenbildenden *Bti*-Zelle (A) und eines gereinigten Einschlusskörpers (B). Sp = Spore, E = Exosporium, PB = parasporaler Einschlusskörper. Aus: Federici *et al.* (2003). CreativeCommons-Lizenz CC-BY 4.0

Seit ihrer Entdeckung wurden bereits mehr als 200 solcher Kristallproteine nachgewiesen (Bravo *et al.* 2006). *Bti* besteht aus zumindest vier Haupt-Kristallproteinen, die eine molekulare Größe von 134, 128, 72 und 27 kDa aufweisen und als Cry4Aa, Cry4Ba, Cry11Aa und Cyt1Aa bezeichnet werden. Neben-Proteine sind cry10Aa und cyt2Ba mit 78 und 29 kDa (Ben-Dov 2014). Die Nomenklatur ist in der Fachliteratur nicht immer einheitlich; Likitvivatanavong *et al.* (2011) führen vier Haupt-Cry-Proteine (Cry4Aa, Cry4Ba, Cry10Aa, Cry11Aa) und 3 cytolytische Proteine (Cyt1Aa, Cyt2Ba, Cyt1Ca) an¹.

In der Literatur findet man auch häufig den Begriff δ -Endotoxine, da die Proteine im Zellinneren gebildet werden. Heimpel (1967) bezeichnet damit – nach drei anderen, zuvor entdeckten Proteinen – das vierte Toxin mit δ . Nach Ibrahim *et al.* (2010) ist der Begriff Endotoxine nicht korrekt, da diese streng genommen mit Lipo-Polysacchariden an der Zellaußenseite verschiedener gram-negativer Bakterien assoziiert sind, während Cry-Toxine „einfache“, monomere oder oligomere Toxine sind (Ibrahim *et al.* 2010).

Die einzelnen Cry- und Cyt-Proteine unterscheiden sich deutlich in ihrer Toxizität gegenüber Culiciden und anderen Wirbellosen. Für sich genommen sind die einzelnen Proteine nur gering toxisch, entfalten aber additiv oder synergistisch eine hohe Toxizität (Crickmore *et al.* 1998; Poncet *et al.* 1995; Schnepf *et al.* 1998). Die synergistische Wirkung wird mit als Grund dafür angesehen, dass auch nach jahrzehntelangem Einsatz von *Bti* bislang kaum Resistenzen dagegen ausgebildet wurden (Boyer *et al.* 2012) (siehe Kap. 4.3).

Die spezifische Toxizität der *Bti*-Kristallproteine variiert nicht nur zwischen verschiedenen Insektenordnungen und -familien, sondern auch innerhalb der Stechmücken. So ist Cry4Aa gegen Arten der Gattung *Culex* deutlich toxischer als gegen *Anopheles* und *Aedes*, bei Cry4Ba ist die Wirkung umgekehrt (Ben-Dov 2014). Cry4Ba wurde auch als entscheidendes Toxin gegen Larven der Gattung *Simulium* (Kriebelmücken) nachgewiesen (Monnerat *et al.* 2014). Von interspezifischen Unterschieden in der Toxizität berichteten auch Mulla *et al.* (1982) schon bald nach der Entdeckung von *Bti*.

Um ihre toxische Wirkung zu entfalten, müssen die *Bti*-Kristallproteine zunächst von den Gelsenlarven aufgenommen werden. In der alkalischen Umgebung des Mitteldarms der Larven werden die Vorprodukte (Protoxine) zunächst freigesetzt und in weiterer Folge enzymatisch in die insektiziden Toxine gespalten. Diese binden über spezifische Rezeptoren an die Darmwand und führen zur Darmparalyse und Perforation der Darmwand. Die darauffolgende Störung des osmotischen Gleichgewichts ist letztlich für den Tod der Insektenlarve verantwortlich (Ben-Dov 2014; Boisvert & Boisvert 2000; Bravo *et al.* 2006) (Abbildung 8).

¹ Die Abkürzung *Cry* steht in der Protein-Nomenklatur für Kristall (*crystal*), *Cyt* für zytolytisch, zellauflösend (*cytolytic*). *Da* (Dalton) oder *kDa* (Kilodalton) bezeichnet die atomare Masseneinheit. Der Wert 1 Da entspricht $1/12$ der Masse eines Kohlenstoffatoms ¹²C.

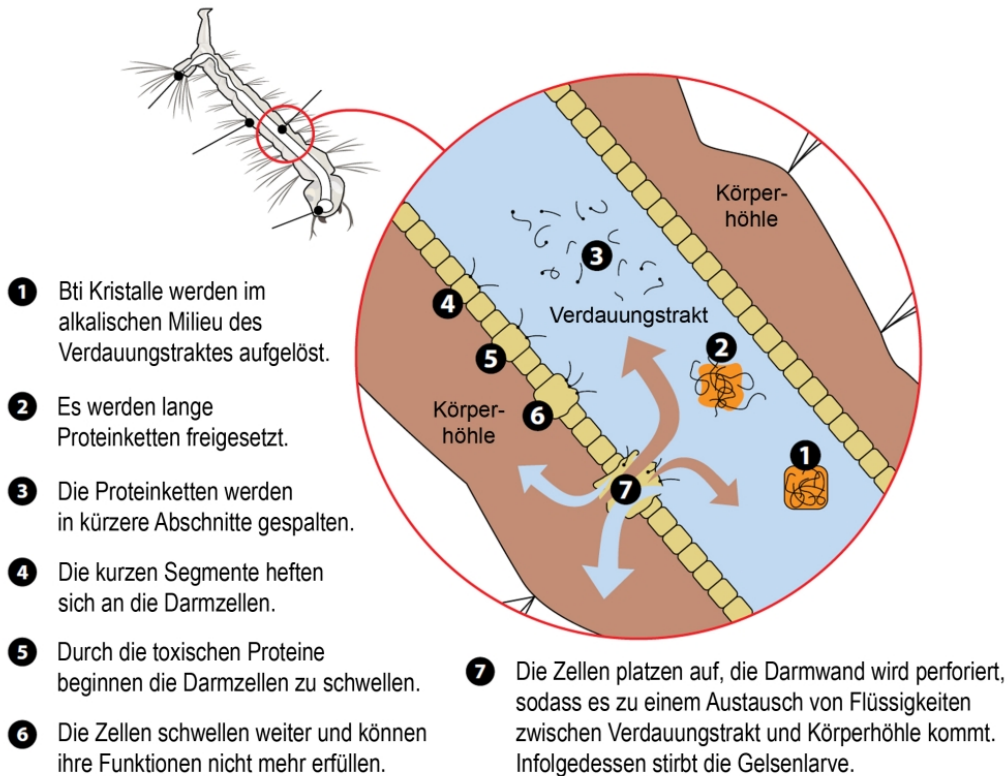


Abbildung 8. Wirkungsweise von Bti im Darm von Stechmückenlarven. Grafik nach GDG Environment (2014), verändert.

Mit *Bti* behandelte Stechmückenlarven stellen im Allgemeinen eine Stunde nach der Aufnahme der Kristallproteine das Fressen ein. Nach zwei Stunden zeigen sie eine reduzierte Aktivität, nach vier Stunden extreme Trägheit und nach sechs Stunden allgemeine Paralyse (Chilcott *et al.* 1990).

Damit die Kristallproteine ihre letale Wirkung auf die Mückenlarven entfalten können, müssen nach Boisvert & Boisvert (2000) folgende Faktoren zutreffen:

1. Erbeutung und Aufnahme der Kristalle
2. Besitz eines Verdauungstraktes mit einem hoch alkalischen pH-Wert; und/oder
3. Besitz eines Enzyms zur Freisetzung der toxischen Proteine
4. Besitz von Rezeptoren an der Darmwand, die kompatibel mit dem freigesetzten Toxin sind (art-/gattungsspezifisch).

Aus dieser Funktionsweise wird klar, dass *Bti* grundsätzlich keinen Effekt auf die Eier, Puppen oder Adulttiere von Stechmücken hat (Land & Miljand 2014). Dennoch wiesen Zahiri & Mulla (2005) eine signifikant erhöhte Mortalität adulter Gelsen nach, die im Zuge der Eiablage oder zum Trinken auf *Bti*-Suspensionen landeten. Hier besteht offensichtlich noch Forschungsbedarf.

4.3 RESISTENZ

Die Ausbildung von Resistenzen ist ein häufiges Problem beim Einsatz von Bioziden (Weill *et al.* 2003). Bei *Bti* wurden Resistenzen auf Ebene der einzelnen Proteine nachgewiesen (Paris *et al.* 2011; Tetreau *et al.* 2012; Tetreau *et al.* 2013a), was das grundsätzliche Potenzial einer Resistenz gegenüber *Bti* aufzeigt. Mögliche Wege zur Ausbildung von Resistenzen gegen *Bacillus thuringiensis* (nicht spezifisch *Bti*) sind der Verlust oder die Modifikation der Rezeptoren an der Darmwand (Ferre & Van Rie 2002; Gahan *et al.* 2001),

eine veränderte Proteolyse der Toxine (Oppert *et al.* 1997; Tetreau *et al.* 2013b) und Reparaturmechanismen an den epithelialen Zellen der Darmwand (Forcada *et al.* 1999). Gegenüber *Bti*, das erst im komplexen Zusammenspiel der verschiedenen Cry- und Cyt-Proteine spezifisch und hoch toxisch wird, ist dennoch im Feld bislang kein Beispiel einer nachhaltigen Resistenz bekannt (Land & Miljand 2014; Tetreau *et al.* 2012).

Boyer *et al.* (2012) führen eine Reihe von Arbeiten an, in denen Culiciden auch nach mehreren Generationen und nach lang andauernder *Bti*-Applikation keine oder allenfalls eine sehr geringe, vorübergehende Resistenz zeigten (Becker & Ludwig 1993; Georgiou & Wirth 1997; Goldman *et al.* 1986; Saleh *et al.* 2003). Ben-Dov (2014) sieht dies durch weitere Studien belegt, wonach ebenfalls nach fast 35 Jahren intensivem Feldeinsatz keine Resistenz bei *Bti* nachgewiesen werden konnte (Kamgang *et al.* 2011; Loke *et al.* 2010). Tetreau *et al.* (2012) züchteten *Aedes aegypti* über 18 Generationen und erzielten in ihren Versuchen zwar eine Resistenz von Culiciden gegenüber einzelnen Cyt-Proteinen um das bis zu 78fache, gegen *Bti* allerdings nur mit einem Resistenzfaktor von 3,5.

Ferreira & Neves Lobo Silva-Filha (2013) fassen in ihrem Review zusammen, dass im Feld bislang keine Resistenz mit Sicherheit nachgewiesen werden konnte. Nilsson & Renöfält (2009) erwähnen drei Studien, die Hinweise auf eine *Bti*-Resistenz geben: aus Frankreich (Boyer *et al.* 2007), aus den USA (Paul *et al.* 2005) [bei Nilsson & Renöfält (2009) als Ayesa *et al.* zitiert] und aus China (Hongyu *et al.* 2004) [in anderen Arbeiten als Zhang *et al.* zitiert]. Tetreau *et al.* (2013a) melden jedoch aus methodischen Gründen Zweifel an diesen Studien an. Oft ist die Variabilität der *resistance ratio* zumindest so hoch wie die natürliche Variation der Mortalität (Land & Miljand 2014). Ben-Dov (2014) hebt hervor, dass die in manchen Studien aufgezeigte schwache Resistenz gegenüber *Bti* nur unter dem Selektionsdruck des Biozideinsatzes stabil war, ohne Selektionsdruck jedoch bereits nach wenigen Generationen auf die Hälfte zurückging.

4.4 FORMULATIONEN

Bti wird in verschiedenen Formulationen angeboten. Es stehen emulgierbare Flüssigkeiten, Pellets, Pulver oder körnige Präparate zur Verfügung (Glare & O'Callaghan 1998). Produktkürzel wie AS für *aqueous solution*, G, GS und GR für *granule*, WG für *waterdispersible granule* oder PP für *primary powder* zeigen die Art der Formulation an. Häufig verwendete Produkte sind VectoBac[®], Bactimos[®], Aquabac[®], Vectocide[®], Teknar[®] und Cybate[®] (Brown *et al.* 2001; Joung & Coté 2000). Die Herstellung erfolgt vor allem in Europa und den USA, es gibt längst auch Produzenten in zahlreichen anderen Ländern (Glare & O'Callaghan 1998; Guidi *et al.* 2013).

Je nach Lebensweise der vorherrschenden Zielorganismen werden unterschiedliche Formulationen eingesetzt. So haben sich gegen Larven von *Anopheles* Formulationen bewährt, die möglichst lange an der Oberfläche treiben, wo die Larven ihre Nahrung filtrieren (Glare & O'Callaghan 1998). Gegen *Culex* scheinen Brikett-Formulationen erfolgreicher zu sein (Becker & Margalit 1993).

Letztlich hängt die Wahl der eingesetzten Formulation vielfach von den Transport-, Lager- und Ausbringungsmöglichkeiten sowie den Kosten ab. So ist VectoBac[®] WG hinsichtlich der Toxizität mit VectoBac[®] 12AS vergleichbar (Lagadic *et al.* 2013), wird jedoch oft bevorzugt, da es einfacher zu transportieren und zu lagern ist (Russell *et al.* 2003). Am Rhein beispielsweise erfolgt die Ausbringung von *Bti* vom Hubschrauber aus in Form von Eisgranulat, das auf der Wasseroberfläche schwimmt und so das Larvizid verzögert ins Gewässer abgibt (Becker 2003). Häufig wird *Bti* auf Granulat aus Maisspindeln appliziert, so auch im Falle des *Bti*-Einsatzes mittels Hubschrauber in den March-Thaya-Auen. Fillinger *et al.* (2003) geben für die Formulationen VectoBac[®] WDG (2700 ITU) und Bactimos[®] primary power (10000 ITU) vergleichbare LC₅₀-Konzentrationen an (567 ITU L⁻¹ versus 585 ITU L⁻¹), heben aber hervor, dass Bactimos[®] rascher absinkt und daher in der Herstellung der Lösung vor dem Einsatz öfter aufgemischt werden muss.

Alle Formulationen enthalten neben den Kristallproteinen weitere Bestandteile, die unter anderem der Produktstabilität dienen. Ihre genaue Zusammensetzung ist jedoch meist Firmengeheimnis und wird in der Regel nicht bekannt gegeben. Zur Toxizität dieser Nebenbestandteile ist wenig bekannt. Von einigen Autoren werden aber die „inerten Komponenten“ zumindest mitverantwortlich für die Toxizität von *Bti* gemacht (da Cunha de Araújo-Coutinho *et al.* 2003; Glare & O’Callaghan 1998; Swadener 1994). Auf die Problematik unbekannter Nebenprodukte in Pestiziden weisen auch Cox & Surgan (2006) hin. Hinzu kommt, dass die Nebenbestandteile abgesehen von der Produktstabilität auch der Erhöhung der Persistenz in der Umwelt dienen, womit ihnen potenziell auch einer großer Einfluss auf Nicht-Zielorganismen zukommt (Glare & O’Callaghan 1998).

Warum die verschiedene *Bti*-Formulationen sich in ihrer Wirksamkeit unterscheiden, ist noch wenig bekannt (Ali *et al.* 1981; Boisvert *et al.* 2002; Osborn *et al.* 2007); die Angaben dazu sind mitunter auch widersprüchlich. So ist VectoBac® WG nach Brown *et al.* (2001) und Fillinger *et al.* (2003) weniger wirksam als VectoBac® 12AS; nach Lagadic *et al.* (2013) sind die beiden Formulationen hingegen vergleichbar. Mittal (2003) zeigten Unterschiede in der Wirksamkeit verschiedener *Bti*-Produkte auf vier Stechmücken-Arten auf, die – ausgedrückt als LC₅₀-Konzentration - eine Zehnerpotenz übersteigen (Abbildung 9). In der Beurteilung möglicher Auswirkungen von *Bti* sollte jedenfalls stets die verwendete Formulation bzw. das Produkt mitberücksichtigt werden.

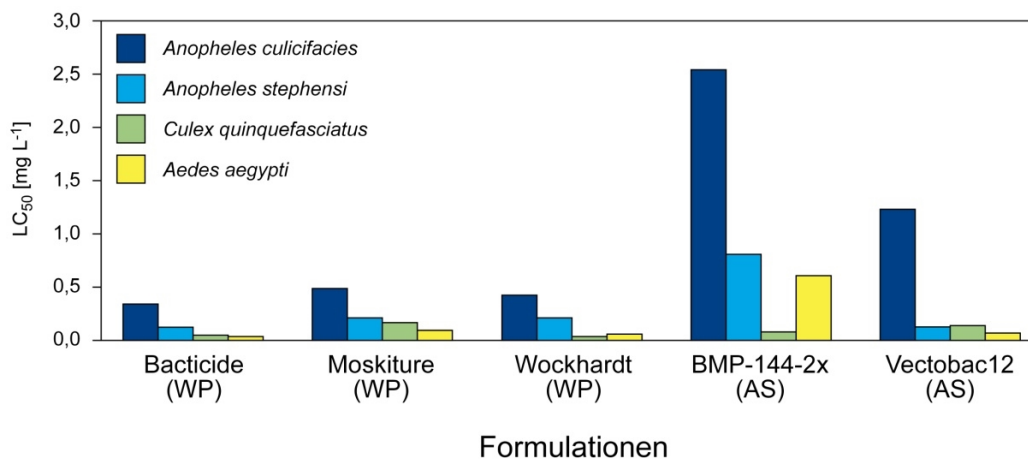


Abbildung 9. Vergleich der unterschiedlichen Wirksamkeit verschiedener *Bti*-Formulationen auf vier Stechmücken-Arten im Labor, dargestellt als LC₅₀-Konzentration. Grafik nach Mittal (2003), verändert.

4.5 DOSIERUNG

Die Toxizität der Formulationen wird in *International Toxic Units* (ITU) ausgedrückt. Die Dosierung von *Bti* wird daher oft in ITU/ha oder, bezogen auf ein bestimmtes Gewicht der Formulation, in kg/ha angegeben. Angaben zur Toxizität in ITU pro mg sind hingegen für sich wenig aussagekräftig; die Werte reichen von 190 ITU/mg bei VectoBac® G bis zu 10.000 ITU/mg bei Bactimos® PP (Becker 2003; Fillinger *et al.* 2003; KEMI 2015; Russell *et al.* 2003; Toma *et al.* 2003). Für das häufig eingesetzte VectoBac® WG werden als *active ingredient* 3000 ITU/mg angegeben, für VectoBac® AS 12 1200 ITU/mg (Russell *et al.* 2003).

Oft finden sich in den wissenschaftlichen Arbeiten wie auch in unpublizierten Berichten zu *Bti* unvollständige und damit schwer vergleichbare Angaben zur Dosierung. Lagadic *et al.* (2013) geben für verschiedene Formulationen von VectoBac® folgende empfohlene Dosierungen an:

Formulation	ITU ha ⁻¹	kg ha ⁻¹
VectoBac [®] G	0,75 – 6 × 10 ⁹	3,75 – 30
VectoBac [®] WG	0,375 – 3 × 10 ⁹	0,125 – 1
VectoBac [®] 12AS	0,371 – 1,59 × 10 ⁹	0,29 – 1,24

Die Autoren führen aus, dass beim *Bti*-Einsatz an der französischen Atlantikküste eine Reduktion der ursprünglich deutlich höheren Ausbringungsraten (letztlich auf 0,150 kg ha⁻¹ bzw. 0,45 × 10⁹ ITU ha⁻¹) möglich war, ohne die Effizienz in der Reduktion der Gelsenlarven zu schmälern. Bei *Bti*-Bioassays mit *Culex annulirostris* erreichten Russell *et al.* (2003) eine 95%-ige Mortalität mit 0.008 ppm VectoBac[®] WG bzw. 0.04 ppm VectoBac[®], bei halber Dosierung wurde eine Larven-Reduktion von 80% erreicht. Je nach Art wurde allerdings eine LC₉₅-48h-Konzentration von 0.019–0.037 ppm (somit Faktor 2) errechnet. Andere Autoren fanden eine noch wesentlich höhere Bandbreite (bis Faktor 36) der Toxizität von VectoBac[®] AS, z.B. Brown *et al.* (1998b) mit 886,46 ITU L⁻¹ bei *Aedes aegypti* gegenüber 24,37 ITU L⁻¹ bei *Culex sitiens* (*cit.* in Russell *et al.* (2003)). Artspezifische Unterschiede von *Bti* belegen auch frühere Studien beispielsweise von Majori *et al.* (1987) und Mulla *et al.* (1993). Wie oben erwähnt, dürften hier unter anderem die verschiedenen Lebensweisen der Stechmückenarten eine Rolle für die unterschiedliche Sensitivität gegenüber *Bti* spielen. Nugud & White (1982) und Mahmood (1998) führen als weiteren Grund die unterschiedlichen Nahrungsaufnahmeraten verschiedener Culiciden-Arten an, die für die Larven eine entsprechend unterschiedliche Toxin-Exposition zur Folge hat und eine unterschiedliche Dosierung erforderlich machen würde.

Zu spezifischen Unterschieden je nach Art und verwendeter Formulation kommt noch hinzu, dass die Dosierung üblicherweise auf die Fläche bezogen wird, die tatsächliche Exposition aber in Abhängigkeit von der Wassertiefe sehr unterschiedlich sein kann. So empfiehlt Becker (2003) bei tieferen Gewässern – auch für den Fall, dass sich die Larven schon überwiegend im 4. Larvenstadium befinden – eine doppelte Dosis.

Angesichts dieser Unwägbarkeiten ist es nicht überraschend, dass sich die Empfehlungen zur Dosierung im Feld oft deutlich unterscheiden oder eine große Bandbreite abdecken: So erwies sich für den *Bti*-Einsatz am Rhein eine Dosierung von 100–200 g ha⁻¹ VectoBac[®] WDG (entspricht 0,3 bis 0,6 × 10⁹ ITU ha⁻¹) als hoch effizient, die KABS empfahl letztlich eine Ausbringung von 0,75 × 10⁹ ITU ha⁻¹ (Becker 2003). Lagadic *et al.* (2013) gibt empfohlene Dosierungen für VectoBac[®] G mit 0,75–6,0 × 10⁹ ITU ha⁻¹, für VectoBac[®] WG 0,38–3,00 × 10⁹ ITU ha⁻¹ und für VectoBac[®] 12AS mit 0,37–1,59 × 10⁹ ITU ha⁻¹ an. In diesem Bereich liegt auch die von Russell *et al.* (2003) empfohlene Dosierung für VectoBac[®] WDG 3000 (0,38–1,51 ITU ha⁻¹) und von VectoBac[®] 12AS (0,38–1,54 ITU ha⁻¹). Hier findet sich zumindest auch der Zusatz, dass diese Mengen für 80 cm tiefe Gewässer gelten.

Im Zweifelsfall ist vermutlich davon auszugehen, dass die Dosierung eher höher als niedriger angesetzt wird, um in jedem Fall den gewünschten Effekt zu erzielen (Marina *et al.* 2014). Eine Beschränkung ist in Hinblick auf die Kosten gegeben, sowohl was die Beschaffung als auch die weitere Behandlung (Transport, Lagerung, Ausbringung) betrifft.

4.6 EINSATZGEBIETE

Bti-Produkte werden heute in mehr als 25 Ländern eingesetzt (Boisvert 2007). In **Europa** gibt es umfangreiche Gelsen- und Kriebelmücken-Kontrollprogramme unter anderem an der Rhone seit 1990 (Boyer *et al.* 2012), am Fluss Dalälven in Schweden seit 2002 (Lundström *et al.* 2009; Östman *et al.* 2008), an der Vistula in Polen (Wegner 2006), am Oberhein in Deutschland (Becker 2006), an Küstengewässern des Ebro-Deltas (Giberson *et al.* 2001) oder an der französischen Atlantikküste (Caquet *et al.* 2011; Fourcy *et al.* 2002). Die 2000 gegründete *European Mosquito Control Association* (EMCA) hat heute 30 Mitgliedsländer und deckt ein Einsatzgebiet von mehr als 2,3 Millionen Hektar Land ab (Becker & Zgomba 2007).

Besonders gut dokumentiert ist der Einsatz am Rhein durch die „Kommunale Aktionsgemeinschaft zur Bekämpfung der Schnakenplage“ (KABS). Das potenzielle Einsatzgebiet, in dessen Nahbereich 2 Millionen Menschen leben, umfasst eine Fläche von 600 km² (Becker 1997; Hirsch & Becker 2009). In hochwassergeprägten Jahren werden am Rhein ca. 100 t *Bti* auf einer Fläche von 200 000 ha ausgebracht. Die Ausbringung erfolgt mittels Helikopter 10 m über der Vegetation bzw. 50 m über dem Boden.

In Schweden wurde ein siebenjähriges Monitoringprogramm zur Beweissicherung durch die Schwedische Umweltschutzagentur (EPA) in den Jahren 2002–2008 finanziert (Land & Miljand 2014). In ihrer Bewertung heben Nilsson & Renöfält (2009) (*cit.* in Land & Miljand (2014)) die Schwierigkeiten hervor, Felduntersuchungen zum *Bti*-Einsatz mit der nötigen statistischen Absicherung durchzuführen. Sie kritisieren weiters, dass Evaluierungsprogramme oftmals von den gleichen Personen oder Institutionen durchgeführt werden, die auch für den Einsatz verantwortlich sind.

In den **USA** erfolgt der Einsatz in einigen Staaten mit großem personellen und finanziellen Aufwand durch die Behörde, in anderen ist er privat organisiert. Das Ausmaß des Einsatzes ist sehr unterschiedlich. Für die vier Staaten mit staatlich organisiertem Einsatz werden die jährlichen Kosten mit 4,2 Mio US-\$ angegeben, die Ausbringung und Kontrolle erfolgt mit 64 fix angestellten Personen und noch einmal so vielen Saisonkräften (Minnesota Department of Health 1999). In Minnesota ist das Einsatzgebiet mit 275–500 km² ähnlich groß wie am Oberrhein, das Kontrollprogramm erfolgt für rd. 170 000 Einwohner (Minnesota Department of Health 1999). Eine lange Tradition der Gelsenkontrolle – früher mit verschiedensten Insektiziden, heute unter anderem mit *Bti* – gibt es auch in Florida (Breeland & Mulrennan 1983; Florida Coordinating Council on Mosquito Control 1998).

Auch wenn ein Schwerpunkt des *Bti*-Einsatzes immer noch in Europa liegt, gibt es auch außerhalb von Europa weite Einsatzgebiete, so z.B. in Brasilien und Singapur, überraschend wenig noch in **Afrika** (Fillinger & Lindsay 2011). Dennoch gewinnt auch hier *Bti* zur Bekämpfung von Malaria und anderen Krankheiten an Bedeutung (Nartey *et al.* 2013) und wird beispielsweise in Kenia (Fillinger *et al.* 2003; Mwangangi *et al.* 2011), Sambia (Kandyata *et al.* 2012) und Tansania (Geisbühler & Govella 2009) verwendet. Ab den 1980er Jahren wurde *Bti* in Westafrika im Rahmen des *Onchocerciasis Control Programme* (OCP) gegen die Kriebelmücken-Art *Simulium damnosum* eingesetzt (Guillet *et al.* 1990), 2002 wurde das Projekt beendet. Im Nachfolgeprojekt (*African Programme for Onchocerciasis Control APOC*) wurde in Uganda, Tansania und Äquatorialguinea bis 2005 die Vektorenkontrolle mit “environmentally safe insecticides” weitergeführt ([African Programme for Onchocerciasis Control](#)).

In **Österreich** wurde *Bti* vor allem in den Donau-, March-Thaya- und Leitha-Auen eingesetzt. Wasserrechtlich und naturschutzrechtlich bewilligt ist der Einsatz in den Gemeinden entlang von March und Thaya (außerhalb der Naturschutzgebiete), wo die Ausbringung teilweise am Boden mittels Rückenspritzen, teilweise vom Hubschrauber aus erfolgt (MTA 2016). Als Tabletten wird *Bti* zum Einsatz im Garten (z.B. in Regentonnen) teilweise auch von den Gemeinden propagiert und angeboten, z.B. in Mannersdorf/Leitha (GEBL 2016), aber auch in Wien (Stadt Wien 2016).

5 TOXIZITÄT VON Bti

5.1 DIREKTE WIRKUNG AUF WIRBELLOSE

5.1.1 ZIELORGANISMEN

IN DEN ALLERMEISTEN FÄLLEN wird *Bti* gegen zwei Familien aus der Ordnung der Zweiflügler eingesetzt: Stechmücken (Culicidae) und Kriebelmücken (Simuliidae). Die Konzentration auf erstere in der vorliegenden Studie rührt daher, dass aus Österreich (anders als beispielsweise aus Skandinavien) bislang keine Fälle berichtet wurden, in denen die Eindämmung einer Kriebelmückenplage „notwendig“ geworden wäre.

Stech- und Kriebelmücken sind demnach die vorrangigen Zielorganismen oder *target species*. Dieser Begriff ist in der Fachliteratur weit verbreitet, in populärwissenschaftlichen Zeitschriften oder Zeitungsartikeln ist auch vom *Kampf* gegen die Gelsenplage, sogar vom *Mücken-Krieg* zu lesen (Fink 2016; Haake & Engel 2011). Der Leiter der deutschen KABS, N. Becker, betont in einem Interview für Focus Online, dass „die Operation gegen die Mücke ... militärisch präzise ablaufen“ muss (Weber 1999).

Diese martialische Rhetorik mag bis zu einem gewissen Grad nachvollziehbar sein, wenn es um Mücken als Vektoren von menschlichen Krankheiten geht. Oftmals werden jedoch Tiergruppen zu Zielorganismen erklärt, die „nur“ als lästig gelten oder in der Landwirtschaft Schaden anrichten können. Die Bandbreite der Organismen, gegen die *Bti* eingesetzt wird, reicht von anderen Zweiflüglern wie Zuckmücken (Chironomidae), Bremsen (Tabanidae, *Tabanus triceps*), Bohrfliegen (Tephritidae, Mediterrane Fruchtfliege *Ceratitis capitata* und Mexikanische Fruchtfliege *Anastrepha ludens*), Schnaken (Tipulidae, *Tipula paludosa*), Trauermücken (Sciaridae, *Bradysia coprophila* und *B. impatiens*) und Signalfliegen (Platystomatidae, *Rivellia angulata*) über Blattläuse (*Acyrtosiphon pisum*, *Macrosiphum euphorbiae*), Schwarzkäfer (Tenebrionidae, *Anthonomus grandis*, Blattkäfer (Chrysomelidae, *Chrysomela scripta*) bis hin zu Eulenfaltern (Noctuidae, *Spodoptera frugiperda*) und Schleiermotten (Plutellidae, *Plutella xylostella*). Auch gegen Arten unter den niederen Vertretern des Tierreichs wie Fadenwürmer (*Meloidogyne incognita*) und Saugwürmer (Schistosomatidae, *Schistosoma mansoni*, *Trichobilharzia szidati*) wurde *Bti* bereits erfolgreich eingesetzt (Ben-Dov 2014).

Insbesondere der Einsatz gegen Chironomiden, die im Englischen explizit als *non-biting midges* bezeichnet werden, verdeutlicht, dass oft mehr der *nuisance factor* und weniger der *disease factor* im Vordergrund steht (Dickinson & Paskewitz 2012; Land & Miljand 2014).

Im Folgenden wird ein grober Überblick über die Wirkung von *Bti* auf Nicht-Zielorganismen gegeben, worunter hier alle Gruppen außer Stech- und Kriebelmücken verstanden werden. Die Arbeit stützt sich dabei auf mehrere andere Reviews, im Besonderen die vielzitierte Arbeit von Boisvert & Boisvert (2000), welche 75 Studien analysierten, in denen rund 125 Familien, 300 Gattungen und 400 Arten behandelt wurden. Die Kapitel 5.1 und 5.2 konzentrieren sich auf direkte Effekte bei Wirbellosen und Wirbeltieren. Indirekte Effekte und mögliche Langzeitwirkungen werden anschließend in Kap. 5.3 behandelt.

5.1.2 PROTOZOEN, PILZE, EINZELLER UND AQUATISCHE PFLANZEN

Aufgrund der spezifischen Wirkungsweise (*mode of action*) ist grundsätzlich eine negative direkte Wirkung von *Bti* auf Bakterien, Pilze, Protozoen oder Algen nicht zu erwarten. Koskella & Stotzky (2002) fanden auch *in vitro* keine mikrobiozide oder mikrobiostatische Aktivität verschiedener *Bacillus*-Arten gegen ausgewählte Bakterien, Pilze und Algen (v.a. Grünalgen und Diatomeen).

Su & Mulla (1999) stellten allerdings eine verringerte Produktivität von Grünalgen der Gattungen *Closterium* und *Chlorella* infolge einer *Bti*-Applikation fest. Sie sahen daraufhin den Einsatz von *Bti* als Möglichkeit zur Reduktion von Eutrophierung an. Duguma *et al.* (2015) führten Langzeit-Bioassays über 44 Tage mit VectoBac® G bei zwei unterschiedlichen Dosierungen durch (beide über der empfohlenen Rate!). Bei beiden Dosierungen wurde eine signifikante Reduktion von *Culex*-Larven erreicht, bei der höheren Dosierung ($48,1 \text{ kg ha}^{-1} = \text{rd. } 10 \times 10^9 \text{ ITU ha}^{-1}$) wiesen sie auch eine Reduktion der Algenbiomasse und Effekte auf die Bakteriengemeinschaft nach. Diese Effekte hielten länger an als die Reduktion der Culiciden. Es ist aber anzunehmen, dass hier eher indirekte als direkte toxische Einwirkungen ausschlaggebend waren.

5.1.3 NIEDERE WIRBELLOSE

In der Fachliteratur finden sich nur wenige Studien mit Bioassays zur direkten Wirkung von *Bti* auf niedere Wirbellose. Frühere Untersuchungen mit *Hydra* (**Hohltiere**) und **Rädertieren** der Gattung *Brachionus* und *Rotifer* ließen keine direkten negativen Effekte erkennen (Ali 1981; Becker & Margalit 1993)

Bei den trikladiden **Plattwürmern** *Dugesia dorotocephala* und *D. tigrina* sowie bei *Bothomesosoma personatum* konnte in Labortests von verschiedenen Autoren keine Wirksamkeit von *Bti* festgestellt werden (Glare & O'Callaghan 1998). Ebenso wurden von Morawcsik (1983) bei *Mesosoma* sp. und *Dugesia tigrina* keine negativen Effekte von *Bti* nachgewiesen (*cit.* in Plän *et al.* (1992)). Zum gleichen Ergebnis gelangten Boisvert & Boisvert (2000) in ihre Review.

Bei den **Fadenwürmern** (Nematoda) gibt es vereinzelt Hinweise auf direkte Einflüsse. Glare & O'Callaghan (1998) nennen zwei entomopathogene Arten, die sich in Labortests als unempfindlich gegenüber *Bti* erwiesen. Der parasitische Fadenwurm *Meloidygne incognita* wurde jedoch von Sharma (1994) (*cit.* in Glare & O'Callaghan (1998)) als „susceptible“, also empfindlich gegenüber *Bti* bezeichnet. Bei *Trichostrongylus colubriformis*, einem Endoparasiten bei verschiedenen Pflanzenfressern, fanden Wharton & Bone (1989) eine Schwächung der Eischalen, und Meadows *et al.* (1990) schließlich wiesen bei der freilebenden Art *Turbatrix aceti* eine Wachstumshemmung nach. Wie oben angeführt, wird *Bti* auch gegen parasitische **Saugwürmer** (Trematoda) aus der Familie der Schistosomatidae (Erreger der Bilharziose) eingesetzt.

Unter aquatischen **Schnecken und Muscheln** erwiesen sich bislang die meisten untersuchten Arten (Gemeine Sumpfschnecke *Galba palustris*, Gemeine Schnauzenschnecke *Bithynia tentaculata*, Schlamm- und Sumpfschnecken *Radix* spp., Sumpfdackelschnecke *Viviparus contectus*, Erbsenmuscheln *Pisidium* spp.) als unempfindlich gegenüber *Bti* (Boisvert & Boisvert 2000; Glare & O'Callaghan 1998). Vereinzelt wurden in Fließgewässern negative Effekte auf Flussnapfschnecken (Ancyliidae) beobachtet (Car & de Moor 1984; Dejoux *et al.* 1985; Palmer & Palmer 1995), doch ist unklar, ob es sich hier um direkte oder indirekte Wirkungen handelte. Eine signifikant erhöhte Mortalität fanden Mansouri *et al.* (2013) in Bioassays mit *Physella acuta* nach 72 h Exposition gegen $0,08 \text{ mg L}^{-1}$ VectoBac® WDG 3000, was der empfohlenen Dosierung entspricht. Die zugleich durchgeführten Analysen von Stressenzymen (Glutathion-S-Transferase) zeigen jedoch Unsicherheiten in dieser Studie auf.

Auch bei **Wenigborstern** (Oligochaeta) und **Egeln** (Hirudinea) konnten in den wenigen bislang durchgeführten Labortests (*Tubifex* sp., *Helobdella stagnalis*) keine direkten negativen Auswirkungen von *Bti* nachgewiesen werden (Glare & O'Callaghan 1998; Plän *et al.* 1992), mit Ausnahme einer (unsicheren) Angabe in Charbonneau *et al.* (1994), *cit.* in Boisvert & Boisvert (2000)

5.1.4 SPINNENTIERE UND KREBSE

Über die Wirksamkeit von *Bti* gegen **Spinnentiere** (Arachnida) ist wenig bekannt. Hassanain *et al.* (1997) und Saleh *et al.* (1991), *cit.* in Glare & O'Callaghan (1998), untersuchten drei Arten aus verschiedenen Milbenfamilien, welche eine Sensitivität gegenüber *Bti* erkennen ließen. Keine negativen Auswirkungen fanden Morawcsik (1983), Becker & Margalit (1993), Beck (1982) *cit.* in Glare & O'Callaghan (1998) und Mansouri *et al.* (2013).

Krebstiere (Crustacea) sind aus mehreren Gründen in Hinblick auf mögliche Effekte von *Bti* von Bedeutung. Unter planktischen Kleinkrebsen finden sich viele filtrierende Formen, die sich damit ähnlich ernähren wie Stechmückenlarven und potenziell *Bti* in vergleichbarer Menge aufnehmen wie die eigentlichen Ziel-Arten. Planktische Kleinkrebse spielen zudem eine Schlüsselrolle im Nahrungsnetz von Stillgewässern und fungieren als bedeutendes Zwischenglied zwischen planktischen Algen und Fischen. Andere Vertreter der Krebse, die so genannten „Urzeitkrebse“ (Anostraca, Notostraca, Conchostraca), besiedeln als Pionierformen dieselben Habitats wie die Stechmückenlarven und genießen einen hohen naturschutzrechtlichen Schutzstatus. Mögliche negative Auswirkungen von *Bti* auf die Krebstiere sind vor diesem Hintergrund besonders kritisch zu untersuchen. Anzumerken ist in diesem Zusammenhang, dass manche Arten (z.B. *Triops* spp.) als Fressfeinde von Stechmücken einen maßgeblichen Einfluss auf die Mückenpopulationen ausüben (Tietze & Mulla 1991), aber auch die Persistenz von *Bti* und damit die Wirksamkeit des Biozids gegen Stechmücken beeinflussen können (siehe Kap. 6).

Nach allen bisherigen Studien zeigen unter den Kleinkrebsen die planktischen Blattfußkrebse (Cladocera, *Daphnia*, *Simocephalus*, *Moina* u.a.) und Ruderfußkrebse (Copepoda, z.B. *Cyclops*), aber auch die benthischen Muschelkrebse (Ostracoda) keine Sensitivität gegenüber *Bti* (Ali 1981; Blaustein & Chase 2007; Boisvert & Boisvert 2000; Duchet *et al.* 2010; Duchet *et al.* 2008; Glare & O'Callaghan 1998; Morawcsik 1983; Rey *et al.* 1998).

Auch bei höheren Krebstieren (Flohkrebse/Amphipoda, Wasserasseln/Isopoda, Zehnfußkrebse/Decapoda) wurde in den allermeisten Studien bislang keine nennenswerte Sensitivität gegenüber *Bti* festgestellt (Boisvert & Boisvert 2000; Gharib & Hilsenhoff 1988; Glare & O'Callaghan 1998; Stark 2005). Ein vergleichbares Bild ergab die Recherche für Groß-Branchiopoden („Urzeitkrebse“) wie *Triops newberryi*, *Artemia salina* oder *Chirocephalus grubei* (Glare & O'Callaghan 1998; Stark 2005; Su & Mulla 2005). Erst bei sehr starker Überdosierung führte *Bti* bei *Eubranchipus grubii* (*syn.* „*Chirocephalus grubei*“) zu massiven Ausfällen (Morawcsik 1983). Auch Versuche, die an der Universität Wien mit *Triops cancriformis*, *Branchipus schaefferi* und *Leptesteria dahalacensis* durchgeführt wurden, lassen bei normaler Dosierung keine direkte toxische Wirkung von *Bti* auf die untersuchten Arten erkennen (Eder & Schönbrunner 2010).

Aus histopathologischer Sicht lässt sich die geringe Sensitivität von Crustaceen gegenüber *Bti* damit erklären, dass Krebstiere zwar *Bti*-sensitive epitheliale Zellen in der Darmwand besitzen, allerdings in geringerer Dichte und ungleich im Darm verteilt. Vor allem werden sie aber relativ rasch erneuert, sodass *Bti* nach Rey *et al.* (1998) keine nennenswerte Wirkung auf Krebstiere entfalten kann.

Der großen Zahl an Publikationen, in denen keine Effekte von *Bti* auf Krebstiere nachgewiesen wurden, stehen sehr wenige gegenläufige Befunde gegenüber. So zeigten Blattfußkrebse der Gattung *Daphnia* bei Verwendung von flüssigen *Bti*-Formulationen eine höhere Sensitivität als die Stechmückenlarven von *Anopheles* (Milam *et al.* 2000). Untersuchungen von Weiser & Vankova (1979) und Lebrun & Vlayen (1981) deuten bei sehr hoher Dosierung auf eine toxische Wirkung von *Bti* auf *Daphnia magna* sowie auf die Ruderfußkrebse *Cyclops viridis* und *Megacyclops* sp. hin. Die Befunde sind jedoch unsicher. In allen drei Fällen dürfte die Mortalität nicht auf eine direkte Wirkung von *Bti*, sondern auf andere Ursachen wie z.B. eine erhöhte Trübung zurückzuführen sein (Boisvert & Boisvert 2000). In einem schwedischen Review wird auf signifikante negative Effekte auf *Daphnia magna* bei Langzeitexposition hingewiesen. Auch diese

dürften nicht durch die toxische Wirkung von *Bti*, sondern durch Additive in der verwendeten Formulation verursacht worden sein (KEMI 2015).

Eine neuere Studie untersuchte akute und chronische Effekte von *Bti* auf Nauplien und adulte Tiere von *Tropocyclops prasinus*, *Acantocyclops americanus*, *Ceriodaphnia reticulata*, *Chydorus sphaericus* und *Daphnia cf pulex* (Olmo *et al.* 2016). Die Autoren kamen zu dem Schluss, dass die Mortalität – trotz hoher Variabilität in den Reaktionen der Testorganismen – mit steigender Dosierung und Expositionszeit zunahm und negative Effekte auf Populationsebene nicht auszuschließen wären.

5.1.5 ZUCKMÜCKEN (CHIRONOMIDAE)

Chironomiden oder Zuckmücken sind eine den Gelsen und Kriebelmücken nahe verwandte Familie aus der Ordnung der Zweiflügler. Sie sind weltweit in nahezu allen aquatischen (teils auch terrestrischen) Habitaten anzutreffen, oftmals arten- und individuenreicher als alle anderen Gruppen höherer Wirbelloser.

Zuckmücken spielen daher eine entsprechend wichtige Rolle in den Stoff- und Energieflüssen aquatischer Ökosysteme und sind ein unersetzliches Element im komplexen Nahrungsnetz (Armitage & Cranston 1997).

Bereits früh hat man erkannt, dass Chironomidenlarven ähnlich wie Culiciden und Simuliiden eine erhöhte Sensitivität gegenüber *Bti* zeigen (Boisvert & Boisvert 2000; Glare & O’Callaghan 1998). In Fällen, in denen Zuckmücken als Schädlinge oder Lästlinge angesehen werden wie z.B. in Tropfsystemen von Kläranlagen, in Reisfeldern oder in Einrichtungen zur Wasserversorgung, wird das Biozid daher auch gezielt gegen Zuckmücken eingesetzt (Ali *et al.* 2005; Cao *et al.* 2012; Karch & Delage 2005; Pan *et al.* 2015; Stevens *et al.* 2013). In manchen Gegenden werden Chironomiden mit *Bti* bekämpft, wo diese allein aufgrund ihres Massenvorkommens als lästig empfunden werden, z.B. weil sie „in Augen, Ohren und Mund fliegen können, sodass Outdoor-Aktivitäten nur mehr eingeschränkt möglich sind oder weil sie die Oberfläche verschiedener Objekte beschädigen können“ (*because of release of egg masses or meconium*) (Ali 1995; Vaughan *et al.* 2008). In anderen Fällen stehen gesundheitliche Argumente im Vordergrund, wenn die abgestorbenen adulten Zuckmücken allergische Reaktionen wie Asthma auslösen (Jeong *et al.* 2004). Die Schlussfolgerung von Vaughan *et al.* (2008), wonach großes Interesse zur Kontrolle von Chironomiden in manchen Gewässern bestünde, erscheint dennoch fragwürdig.

Bei entsprechender Dosierung wird bei Chironomiden eine ähnlich hohe Wirksamkeit erreicht wie bei Culiciden. Vaughan *et al.* (2008) geben eine Reduktion der Chironomiden-Abundanz in einem mehrere Meter tiefen Gewässer um 35% in drei Jahren an (*Bti*-Dosierung: $7,2 \times 10^{10}$ ITU ha⁻¹). Gray *et al.* (2011) reduzierten mit Bactimos® PT in einer Dosierung von $2,4 \times 10^{10}$ ITU ha⁻¹ die Chironomiden in einem künstlichen See um 95% binnen 7 Tagen. Etwas niedriger ($0,9\text{--}1,8 \times 10^{10}$ ITU ha⁻¹) war die Dosierung bei Liber *et al.* (1998); auch hier wurden bei Chironomiden hohe Ausfälle verzeichnet.

Die Sensitivität von Zuckmücken gegenüber *Bti* rührt grundsätzlich daher, dass sie in der Darmwand ähnlich wie Stechmücken über epitheliale Zellen verfügen, an die sich die *Bti*-Proteine binden können (Rey *et al.* 1998). Die in Kap. 4.2 beschriebene Wirkungsweise dürfte bei Stechmücken dennoch wesentlich effizienter und rascher ablaufen, da diese in aller Regel bereits bei niedriger Dosierung deutlich empfindlicher reagieren als Zuckmücken. Darauf deuten die meisten Bioassays wie auch Feldstudien hin (Ali *et al.* 1981; Becker & Margalit 1993; Boisvert & Lacoursière 2004; Boisvert & Boisvert 2000; Charbonneau *et al.* 1994; Craggs *et al.* 2005; Liber *et al.* 1998; Miura *et al.* 1980; Mulla *et al.* 1982; Pont *et al.* 1999; Russell *et al.* 2009). In Fließgewässern hingegen, wo *Bti* gegen Kriebelmücken eingesetzt wird, scheinen Chironomiden als *non-target organisms* häufiger betroffen zu sein, so z.B. nachgewiesen bei *Rheotanytarsus* oder generell bei Tanytarsini (Car & de Moor 1984; de Moor & Car 1986; Merritt *et al.* 1989; Molloy 1992; Palmer 1993), aber auch Vertretern der Tribus Chironomini (Back *et al.* 1985). Allerdings lassen auch hier die meisten Studien keine signifikanten nachhaltigen Auswirkungen auf das Nahrungsgefüge erkennen (Boisvert & Lacoursière 2004; Jackson *et al.* 2002; Lagadic *et al.* 2013; Merritt *et al.* 1989; Molloy 1992). Explizit keine

negativen Effekte auf die filtrierenden Larven aus der Gattung *Rheotanytarsus*, sehr wohl aber auf Simuliiden-Larven, fanden Jackson *et al.* (2002) in ihren Feldexperimenten. In Feldaufnahmen an einem Fluss in Pennsylvania wurden beim Einsatz von *Bti* signifikante Abnahmen von Simuliiden beobachtet, aber keine negativen Effekte bei Chironomiden und anderen Tiergruppen nachgewiesen (Jackson *et al.* 1994). Lediglich bei einer Gattung (*Polypedilum*) wird von den Autoren ein (unsicherer) Zusammenhang der Dichteabnahme mit der Ausbringung von *Bti* in Betracht gezogen.

Boisvert & Boisvert (2000) fassten in ihrem Review zusammen, dass die Sensitivität von Chironomiden gegenüber *Bti* um den Faktor 10 bis 75mal geringer ist als jene von Culiciden. Zu einem vergleichbaren Schluss kamen Vaughan *et al.* (2008) und Lundström *et al.* (2009). Das Minnesota Department of Health (1999) geben demgegenüber an, dass die Dosierung von *Bti* im Einsatz gegenüber Zuckmücken „nur“ um den Faktor 2,5 bis 5 höher sein muss als jene bei Stechmücken, um eine signifikante Reduktion der Abundanz zu erreichen. Auch bei den drei oben genannten Beispielen von Liber *et al.* (1998), Vaughan *et al.* (2008), Gray *et al.* (2011) kam eine deutlich höhere *Bti*-Dosis zum Einsatz als üblicherweise bei Stechmücken verwendet. In den von Schnetter *et al.* (1981), *cit.* in Lacey & Merritt (2003), durchgeführten Bioassays betrug die Mortalität von *Chironomus riparius* (sub *thummi*) bei einer Dosierung von 0,8–1,8 mg L⁻¹ 50–100%, während bei *Aedes vexans* 0,1–0,18 mg L⁻¹ für den gleichen Effekt ausreichten; auch hier als ein Faktor von rund 10. Höhere LC₉₀-Konzentrationen (je nach Art zwischen 4,6 und 32,4 mg L⁻¹) geben Ali *et al.* (1981) für *Glyptotendipes paripes*, *Chironomus decorus*, *C. crassicaudatus* und *Tanytarsus* an. Bei *Psectrocladius psilopterus* lag die LC₅₀-Konzentration bei 1,2 mg L⁻¹ (Charbonneau *et al.* 1994). Pont *et al.* (1999) wiesen bei hoher Dosierung (6,7 mg L⁻¹) signifikante negative Effekte auf Chironomiden nach, nicht hingegen bei einer Dosierung mit 1,3 und 3,3 mg L⁻¹. Auch in den March-Thaya-Auen führte der *Bti*-Einsatz zu einer signifikanten Reduktion von Culiciden (vgl. Abbildung 6), während die Dichte der Chironomiden keine signifikante Veränderung erfuhr (Abbildung 10) (Wolfram *et al.* 2016).

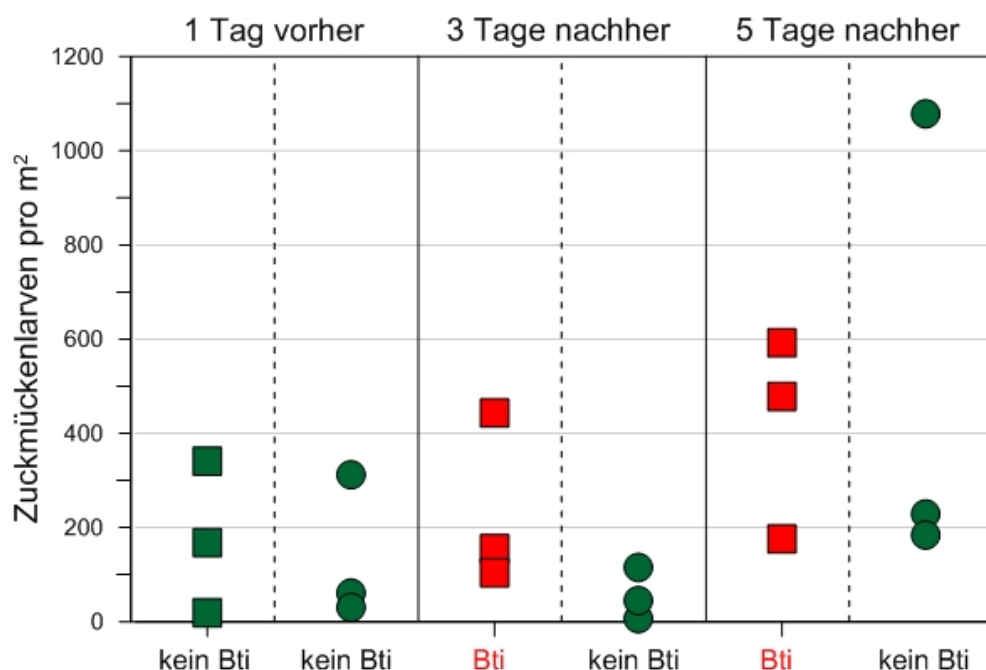


Abbildung 10. Vergleich der Dichte von Zuckmückenlarven in überschwemmten Wiesen der March-Thaya-Auen vor und nach der Ausbringung von *Bti* am 20. Mai 2016. Jedes Symbol entspricht einer adaptierten multi-habitat-sampling-Probe. Grafik nach Daten aus Wolfram *et al.* (2016).

Letztlich ist die Bandbreite der Einschätzungen zur Sensitivität von Zuckmücken und Stechmücken aber beträchtlich. Die Unterschiede könnten daher rühren, dass die toxische Wirkung von *Bti* auf Chironomiden – wie bei den Stechmücken – artspezifisch ist, was auch in der Fachliteratur betont wird. Liber *et al.* (1998) empfehlen daher genaue taxonomische Analysen, um mögliche Auswirkungen auf Nicht-Zielorganismen

besser abschätzen zu können. So erwiesen sich in verschiedenen Studien *Chironomus* spp., *Dicrotendipes* sp., *Glyptotendipes paripes*, *Limnophyes minimus*, *Metriocnemus hygroetricus*, *Paratanytarsus* sp., *Psectrocladius psilopterus*, *Rheotanytarsus* sp. und *Tanytarsus* spp. als sensitiv gegenüber *Bti* (Ali 1981; Glare & O'Callaghan 1998; Jackson *et al.* 2002; Molloy 1992; Yiallourous *et al.* 1999), während nach anderen Studien *Chironomus plumosus* und die teils räuberisch lebenden Tanypodinen *Tanytus* sp. und *Procladius* sp. keine Reaktion auf *Bti* zeigten (Glare & O'Callaghan 1998). Keine Reduktion der Tanypodinen fanden auch Stevens *et al.* (2013) beim *Bti*-Einsatz gegen Chironomiden in Reisfeldern in Australien. Nach Ali & Lobinske (2003) sind Vertreter der Unterfamilie Chironominae gegenüber *Bti* empfindlicher als Arten aus den Unterfamilien Orthocladiinae und Tanypodinae. Liber *et al.* (1998) fanden in ihren Mesokosmos-Experimenten keine negativen Effekte auf Tanypodinae; innerhalb der Unterfamilie der Chironominae waren Tanytarsini (*Paratanytarsus*) empfindlicher als Chironomini (*Endochironomus*, *Dicrotendipes*, *Einfeldia*). Die Bandbreite der Sensitivität von Chironomiden gegenüber *Bti* kann außerordentlich hoch sein und variierte in einer Studie von Kondo *et al.* (1995) um den Faktor 10–1000. Bei *Polypedilum tigrinum* war je nach Umwelt- und Nahrungsbedingungen eine bis zu 100mal so hohe Dosierung erforderlich, um den gleichen Effekt von *Bti* zu erzielen. Schließlich finden sich in der Fachliteratur auch Fallbeispiele, in denen *Bti* gegenüber Zuckmücken sogar eine höhere Toxizität entwickelt als gegenüber Stechmücken, z.B. *Psilopterus psilopterus* versus *Aedes vexans* in Schnetter *et al.* (1981), *cit.* in Lacey & Merritt (2003).

Es bestätigt sich demnach in der Mehrzahl der Studien das Gesamtbild einer geringeren *Bti*-Sensitivität von Zuckmücken als von Stechmücken. Die Wirkung ist jedoch von vielen Faktoren abhängig. In der Beurteilung ergeben sich vor allem drei Problemfelder:

Zunächst bestehen oft große Unsicherheiten in der Übertragung von Befunden aus dem Labor oder aus Mesokosmos-Versuchen auf das Freiland. So betonen Duchet *et al.* (2015), dass alle Feldstudien, in denen Effekte von *Bti* auf Chironomiden nachgewiesen wurden, unter kontrollierten Bedingungen (wie *in situ* enclosures oder künstlichen Teichen) durchgeführt wurden. Negative Effekte von *Bti* im Labor wurden selbst bei mehrfacher Überdosierung nicht in vergleichbarer Form im Feld nachgewiesen (Charbonneau *et al.* 1994). Auch in den vom Minnesota Department of Health (1999) durchgeführten Bioassays, konnte zwar bei vergleichsweise niedriger Dosierung eine toxische Wirkung von *Bti* auf eine Zuckmückenart nachgewiesen werden, eine Überprüfung im Feld gelang allerdings nicht.

Ein zweites Problem besteht in der Bewertung möglicher langfristiger Folgen. Selbst Bioassays zur chronischen Toxizität werden meist nur über einen Zeitraum von wenigen Wochen durchgeführt. Feldstudien laufen meist nur über ein oder zwei Saisonen. Eine umfangreichere Studie über vier Jahre führten Lagadic *et al.* (2016) an acht Standorten in Frankreich durch. Sie kamen zu dem Ergebnis, dass bei Einhaltung der empfohlenen Applikationsraten von *Bti* keine Gefahr für die Umwelt und für nicht-Zielorganismen besteht. Eine sechs-jährige Studie am Fluss Dalälven in Schweden über den Einsatz von VectoBac[®] G mit Dosierungen von 13–15 kg ha⁻¹ (entspricht 2,6–3 × 10⁹ ITU ha⁻¹) ließ keine Effekte auf die Chironomiden-Diversität und Sekundärproduktion erkennen (Lundström *et al.* 2009).

Schließlich werden die meisten toxikologischen Tests mit älteren Larvenstadien durchgeführt, die leichter besammelt und bestimmt werden können. Es ist allerdings bekannt, dass jüngere Larvenstadien wesentlich sensitiver sind. So erwies sich die Wirkung von *Bti*-Toxinen auf die zweiten Larvenstadien von *Chironomus tepperi* als signifikant höher als beim vierten Larvenstadium (Hughes *et al.* 2005; Stevens *et al.* 2004). Eine zunehmende Mortalität vom 4. zum 1. Larvenstadium belegen auch die Versuche von Lei *et al.* (2005) an *Chironomus kiiensis*: Mit dem *Bti*-Produkt IPS82 sank die LC₅₀-Konzentration bei 24-stündiger Exposition von 38,6 mg L⁻¹ beim 4. Larvenstadium über 24,7 und 15,2 mg L⁻¹ beim 3. und 2. auf 8,2 mg L⁻¹ beim 1. Larvenstadium. In einer aktuellen Studie in Deutschland konnten signifikante Ausfälle bei 1. und 2. Larvenstadien verschiedener Chironomiden nachgewiesen werden, nicht aber beim 3. und 4. Stadium. Daher gab es unmittelbar nach der *Bti*-Applikation keine erkennbare Reduktion der Larvenabundanz

(genauer: der Abundanz der 3. und 4. Larvenstadien), sehr wohl aber einen signifikanten Einbruch der Emergenz nach drei Wochen (Vortrag S. Allgeier, DGL/SIL-Tagung Univ. Bodenkultur, September 2016, vgl. Kästel *et al.* (2017)).

5.1.6 ANDERE ZWEIFLÜGLER

Aufgrund der Sensitivität von Stech-, Kriebel- und Zuckmücken ist es naheliegend, auch bei anderen Vertretern der Unterordnung der Mücken nach Arten zu suchen, auf die *Bti* toxisch wirkt. In der Tat wurde in mehreren Studien bei Schmetterlingsmücken (Psychodidae: *Phlebotomus*, *Psychoda*) eine erhöhte *Bti*-Sensitivität nachgewiesen (Fusco 1996; Wahba *et al.* 1999; Wermelinger *et al.* 2000; Yuval & Warburg 1989). Nach Coombs *et al.* (1991) trifft das auch auf die Fenstermücke *Sylvicola fenestralis* aus der Familie der Anisopodidae zu. Auf Schnaken (Tipulidae) wirkt *Bti* bei der empfohlenen Dosierung nicht toxisch, sehr wohl aber bei 50fach überhöhten Ausbringungsraten (Merritt *et al.* 1989; Wipfli & Merritt 1994a). Über die Verwendung von *Bti* gegen Schnaken berichten auch Waalwijk *et al.* (1992), Smits *et al.* (1993) und Østergaard *et al.* (2006). Nach Becker *et al.* (2010) reagieren auch Tastermücken (Dixidae) hoch sensitiv gegen *Bti*.

Die Vertreter der genannten Familien sind im Allgemeinen nur in geringen Abundanzen in aquatischen oder semiaquatischen Habitaten anzutreffen. In Oberflächengewässern kommt ihnen somit eine weniger bedeutende Rolle zu als den Stech- oder Zuckmücken.

Das gilt mit Einschränkungen auch für die den Chironomiden nahe verwandten Familien der Gnitzen (Ceratopogonidae), Büschelmücken (Chaoboridae) und Tastermücken (Dixidae). Nur weniger Arten können lokal und in Sonderhabitaten höhere Dichten erreichen. Die Larven der Gnitzen leben oft räuberisch, die adulten Weibchen sind wie die Stech- und Kriebelmücken blutsaugend. In größeren Dichten kommen Gnitzenlarven beispielsweise im Neusiedler-See-Gebiet, insbesondere in den Salzlacken des Seewinkels vor (Wolfram *et al.* 2007). Untersuchungen über die Wirksamkeit von *Bti* gegenüber Gnitzenlarven sind rar. Morawcsik (1983) konnte an den von ihm untersuchten Arten keine toxische Wirkung feststellen. Boisvert & Boisvert (2000) geben für zwei von neun Untersuchungen eine toxische Wirkung an, allerdings bei Dosierungen, die über jener liegen, die vom Hersteller für Stechmücken empfohlen werden. In einer sechsjährigen Feldstudie am Fluss Dalälven wurden an den mit *Bti* behandelten Flächen sogar höhere Dichten von Ceratopogoniden festgestellt als an den Referenzstandorten (Persson Vinnersten *et al.* 2010).

Zu den Larven der Chaoboridae gibt es bislang kaum experimentelle Untersuchungen. Die wenigen verfügbaren Studien lassen keine Sensitivität gegenüber *Bti* erkennen (Boisvert & Boisvert 2000; Morawcsik 1983), was an der räuberischen Lebensweise der *Chaoborus*-Larven liegen dürfte. Bei Lidmücken (Blephariceridae) fanden da Cunha de Araújo-Coutinho *et al.* (2003) im Rahmen einer zweijährigen Studie keine Reduktion von Larvendichten an Standorten, an denen *Bti* ausgebracht wurde. Auch Gibbs *et al.* (1986) wiesen bei „normaler“ Dosierung (d.h. wie üblicherweise gegen Kriebelmücken eingesetzt) keine negativen Auswirkungen auf Blephariceriden nach. Back *et al.* (1985) belegten bei Überdosierung eine toxische Wirkung von *Bti* gegen die Larven von Lidmücken (beide Studien *cit.* in Boisvert & Boisvert (2000)).

Bei Fliegen (Brachycera), die nur wenige Vertreter mit aquatischen Larven aufweisen, stehen kaum Untersuchungen hinsichtlich der Toxizität von *Bti* zur Verfügung. In den meisten Fällen wurde keine toxische Wirkung festgestellt (Boisvert & Boisvert 2000). Zu erwähnen ist jedoch der Einsatz von *Bti* gegen manche Vertreter von Bremsen (Tabanidae), Bohrfliegen (Tephritidae) und Fruchtfliegen (Drosophilidae) (Ben-Dov 2014). Auch bei blutsaugenden Vertretern unter den Echten Fliegen (Muscidae) wurde *Bti* als Insektizid getestet und erwies sich bei entsprechend hoher Dosis als toxisch, z.B. gegen die Weidestechfliegen *Haematobia* und *Stomoxys* (Lysyk *et al.* 2010; Temeyer 1984; 1994).

Zusammenfassend lassen jene Familien unter den Zweiflügler eine höhere Sensitivität gegenüber *Bti* erkennen, die näher mit den primären Zielorganismen, den Stech- und Kriebelmücken verwandt sind. Das Gesamtbild ist jedoch unklar, und so finden sich auch unter taxonomisch weiter entfernten Familien wie den Echten Fliegen (Muscidae) Nachweise zur Toxizität von *Bti*. Es besteht hier zweifelsohne noch Forschungsbedarf, insbesondere zur Histopathologie, die bei den Stechmücken weit besser erforscht ist als bei den anderen Dipteren-Familien und deren Kenntnis wesentlich zum Grundverständnis der Toxizität von *Bti* beitragen könnte.

5.1.7 SONSTIGE INSEKTEN

Seit der Entdeckung von *Bti* wurde die Toxizität an Vertretern aller Insektenordnungen sowohl im Labor als auch in Freilandstudien untersucht. Bei den Urinsekten sind aus gewässerökologischer Sicht nur die **Springschwänze** (Collembola) von Interesse, da einige Vertreter aus dieser Gruppe zumindest Kleingewässer oder Randbereiche größerer Fließ- oder Stillgewässer an der Oberfläche besiedeln. Bislang konnten jedoch keinerlei toxische Effekte von *Bti* nachgewiesen werden (Boisvert & Boisvert 2000).

Auch gegenüber den Larven von **Libellen** (Odonata), zu deren Beutespektrum auch Stechmückenlarven zählen, erwies sich *Bti* in einer Reihe von Studien als wirkungslos (Aly *et al.* 1985; Becker & Margalit 1993; Boisvert & Boisvert 2000; Glare & O’Callaghan 1998; Painter *et al.* 1996; Sébastien & Brust 1981).

Keine oder eine sehr geringe Sensitivität gegenüber zeigen *Bti* zeigen die Larven von **Eintagsfliegen** (Ephemeroptera) (Ali 1981; da Cunha de Araújo-Coutinho *et al.* 2003; Merritt *et al.* 1989; Morawcsik 1983). Wipfli & Merritt (1994a) wiesen eine toxische Wirkung auf die filtrierende Art *Arthroplea bipunctata* bei 500facher Dosierung nach. In seltenen Fällen wurde auch eine erhöhte Drift von Eintagsfliegenlarven nach *Bti*-Ausbringung in Fließgewässern beobachtet, allerdings kamen hier auch andere Faktoren als das Biozid als Ursache für diesen Effekt in Frage (Colbo & Undeen 1980). Boisvert & Boisvert (2000) führen in ihrem umfangreichen Review unter 65 Taxa zwei Fälle an, in denen bei Überdosierung eine Dichtereduktion bzw. Mortalität festgestellt wurde; in drei weiteren (unsicheren) Fällen wurde bei normaler Dosierung eine Beeinträchtigung einzelner Eintagsfliegenarten dokumentiert.

Untersuchungen zu möglichen toxischen Effekten von *Bti* auf **Steinfliegen** (Plecoptera) liegen wie bei den Eintagsfliegen vor allem aus Fließgewässern vor, Studien zu spezifischen Labortests sind rar. Die Mehrzahl der Arbeiten weisen die Steinfliegen jedoch als nicht sensitiv gegenüber *Bti* aus (Glare & O’Callaghan 1998). In Versuchen beobachteten Wipfli & Merritt (1994a) bei *Bti*-Überdosierung eine erhöhte Drift von *Acroneuria lycorias*. Die Hinweise auf eine toxische Wirkung von *Bti* auf Plecopteren bei Weiser & Vankova (1979) und Pistrang & Burger (2012) sind nach Boisvert & Boisvert (2000) zweifelhaft. Die beobachtete Mortalität der Testorganismen dürfte auf ein Sauerstoffdefizit (Weiser & Vankova 1979) oder *inert components* (Pistrang & Burger 2012) zurückzuführen sein.

Aquatische **Wanzen** (Heteroptera) aus der Ordnung der Schnabelkerfe (Hemiptera) besiedeln vorwiegend stehende Gewässer und sind daher in Hinblick auf die Gelsenregulierung von größerer Bedeutung als rheophile Formen wie die Steinfliegen. In den meisten Versuchen und Feldstudien wurden keine direkten Auswirkungen auf Wasserwanzen wie *Notonecta*, *Sigara*, *Micronecta*, *Hesperocorixa*, *Trichocorixa*, *Ranatra*, *Ilyocoris* und *Plea* festgestellt (Ali 1981; Becker & Margalit 1993; Glare & O’Callaghan 1998; Gunasekaran *et al.* 2004; Lawler *et al.* 2000). Nur bei starker Überdosierung wies Morawcsik (1983) eine erhöhte Mortalität von *Micronecta meridionalis* nach. Purcell (1981) beobachtete in einer Feldstudie eine signifikante Dichteabnahme von *Notonecta* (neben 38 Arten, die keinen Einfluss zeigten), vermutete aber eher eine Abwanderung der räuberischen Tiere nach dem Ausfall von *Aedes*-Larven als potenzielle Beutetiere. Ein unklarer Befund stammt von Sébastien & Brust (1981); die von den Autoren beschriebene Mortalität von *Notonecta* dürfte auf andere Faktoren als die toxische Wirkung von *Bti* zurückzuführen sein.

Aus der Ordnung der **Großflügler** (Megaloptera) gibt es in Europa unter den Schlammfliegen (Sialidae) einige aquatische Vertreter. Die räuberisch lebenden Larven besiedeln stehende und langsam fließende Gewässer. In den wenigen vorliegenden Untersuchungen wurden keine negativen Effekte von *Bti* nachgewiesen (Back *et al.* 1985; Jackson *et al.* 1994; Merritt *et al.* 1989). Zur Toxizität von *Bti* gegenüber den wenigen aquatischen Formen unter den **Netzflüglern** (Neuroptera; Familie Osmylidae und Sisyridae) liegen keine Untersuchungen vor.

Wie bei den meisten übrigen Insektenordnungen lässt sich auch aus den vorliegenden Untersuchungen an aquatischen **Käfern** (Coleoptera) keine direkte toxische Wirkung von *Bti* ableiten (Ali 1981; Becker & Margalit 1993; Garcia *et al.* 1980; Gharib & Hilsenhoff 1988; Glare & O'Callaghan 1998; Lowe & Hershberger 2004). Lediglich bei Überdosierung zeigen manche Arten eine Reaktion (Morawcsik 1983).

Hautflügler (Hymenoptera) sind fast ausschließlich Landbewohner, nur sehr wenige Arten unter den Wespen haben parasitisch lebende aquatische Larven. Konkrete Untersuchungen zur Toxizität auf diese Taxa liegen nicht vor. Laborexperimente an Bienen als Testorganismen ließen bislang keine toxische Wirkung von *Bti* erkennen (Krieg & Langenbruch 1981; Malone *et al.* 1999; Vandenberg 1990; Vandenberg & Shimanuki 1986).

Die **Köcherfliegen** (Trichoptera) sind eine sehr artenreiche aquatische Tiergruppe, deren Larven stehende wie fließende Gewässer besiedeln und aufgrund ihrer hohen Dichte und Biomasse eine wichtige Rolle in den Stoff- und Energieflüssen einnehmen. Rheophile Arten unter den Köcherfliegen (aus der Familie der Hydropsychidae) zeigten in einer Untersuchung an einem südamerikanischen Fließgewässer keine Sensitivität gegenüber *Bti* (da Cunha de Araújo-Coutinho *et al.* 2003). Auch bei Stillwasserformen wie *Limnephilus* oder *Phryganea* konnten verschiedene Autoren in Labortests und in Freilanduntersuchungen keine toxischen Effekte durch *Bti* nachweisen (Becker & Margalit 1993; Glare & O'Callaghan 1998; Lebrun & Vlayen 1981; Morawcsik 1983). Unter den zahlreichen Taxa, die Boisvert & Boisvert (2000) in ihrem Review anführen, findet sich nur eines, das bei normaler Dosierung eine Verhaltensänderung (Anstieg der Drift) zeigte (Dejoux *et al.* 1985). Boisvert & Boisvert (2000) vermuten hier andere Einflussfaktoren als die toxische Wirkung von *Bti*.

Unter den **Schmetterlingen** (Lepidoptera) gibt es in Europa nur sehr wenige Arten mit aquatischen Larven, entsprechend wenige Befunde zur *Bti*-Toxizität liegen bei dieser Insektenordnung aus Labor und Freiland vor. Boisvert & Boisvert (2000) listen in ihrem Review fünf Taxa auf, bei denen in drei Fällen die Mortalität infolge einer Überdosierung von *Bti* signifikant anstieg (Ignoffo *et al.* 1981). Larven der Gattung *Petrophila* sp. (Familie Pyralidae) reagierten in einer Feldstudie bei normaler *Bti*-Dosierung mit einem Anstieg der Drift (Jackson *et al.* 1994); der Befund ist aber unsicher („Responses potentially related to *B.t.i.* exposure“).

5.2 DIREKTE WIRKUNG AUF WIRBELTIERE

Grundsätzlich sind Effekte durch *Bti* auf Wirbeltiere schon alleine aufgrund der speziellen Wirkungsweise nicht zu erwarten (Joung & Coté 2000). Bei **Fischen**, der am besten untersuchten Tiergruppe, konnte die Mehrzahl der Studien keine toxische Wirkung von *Bti* nachweisen (Gunasekaran *et al.* 2004; Jackson *et al.* 2002; KEMI 2015; Lacey & Merritt 2003; Lacey & Siegel 2000; Lebrun & Vlayen 1981). Wie bei manchen Wirbellosengruppen wurde eine signifikant erhöhte Mortalität bei sehr starker Überdosierung beobachtet. So lag die LC₅₀-Konzentration in einer Studie von Brown *et al.* (1998a) bei $6,1 \times 10^{11}$ ITU, was um den Faktor 477 über der von den Autoren angegebenen *estimated field concentration* liegt (vgl. Kap.4.5).

Negative Effekte auf Fische wurden in verschiedenen Labortests jedoch vermutlich durch Konservierungsmittel (Fortin *et al.* 1986), durch verschiedene nicht näher bekannte Bestandteile der Formulationen (Wipfli & Merritt 1994b) sowie infolge von Sauerstoffzehrungen (Snarski 1990) oder Trübung (Lacey & Siegel 2000) verursachten. Auch infolge der Nahrungsaufnahme von *Bti*-enthaltenden

Insektenkadavern zeigten Fische nach Surgeoner & Farkas (1990) keinerlei negativen Reaktionen (*cit.* in Joung & Coté (2000)). In einer Feldstudie an einem großen Fluss in Pennsylvania führte der Einsatz von *Bti* zu keiner Veränderung der Fischartenzusammensetzung und Individuendichte (Jackson *et al.* 2002).

Über Auswirkungen von *Bti* auf **Amphibien** liegen wenige Informationen vor. Diese Gruppe ist aber deshalb in Hinblick auf die Gelsenregulierung von Interesse, weil Amphibien oft die gleichen Habitate besiedeln wie Stechmückenlarven. Die verfügbaren Studien zur direkten Toxizität von *Bti* lassen keine negativen Auswirkungen auf die untersuchten Arten erkennen (verschiedene Arten von *Bufo*/Erdkröte, *Hyla*/Laubfrosch und *Triturus*/Molch sowie *Rana esculenta*/Grünpfusch und *Bombina variegata*/Gelbbauchunke). Auch Amphibien, die sich von *Bti*-haltigen Insektenkadavern ernährten, zeigten keinerlei Reaktionen (Surgeoner & Farkas 1990). Paulov (1987) wies hingegen einen Zusammenhang zwischen der Exposition gegenüber gefriergetrockneten *Bti*-Toxinen und einer Gewichtsabnahme sowie einer verzögerten Metamorphose bei Kaulquappen nach.

In einer jüngeren Studie von Lajmanovich *et al.* (2015) wurden Kaulquappen der südamerikanischen Pfeilfroschart *Leptodactylus latrans* Konzentrationen bis 40 mg L⁻¹ der *Bti*-Formulation Introban® AS ausgesetzt. Binnen 48 h stieg die Mortalität auf 100%, aber auch bei subletalen Konzentrationen waren signifikante Effekte auf enzymatischer und histopathologischer Ebene nachweisbar. Dieser Befund ist bemerkenswert und hat bereits seinen Niederschlag in Naturschutz-Zeitschriften gefunden ([Natural Society](#)), allerdings ist ein Vergleich mit den in Kap. 4.5 angegebenen Dosierungen schwierig. Nach Herstellerangabe ([Fundación Femeba](#)) variiert der *Bti*-Gehalt bei Introban®, angegeben in ITU mg⁻¹, je nach Produkt zwischen 1200 oder 7000 ITU mg⁻¹. Umgerechnet aufs Freiland entspräche das in einem Gewässer von 50 cm Wassertiefe einer Dosierung von 0,24–1,4 × 10¹² ITU ha⁻¹ und läge damit um rund 1,5–3,5 Zehnerpotenzen über der, beispielsweise für VectoBac® angegebenen Dosierung (0,371–6 × 10⁹ ITU ha⁻¹).

Direkte Effekte von *Bti* auf **Vögel** und **Säugetiere** (inkl. den Menschen) konnten bislang nicht nachgewiesen werden (Boisvert & Boisvert 2000; Glare & O’Callaghan 1998; Lacey & Siegel 2000; Lagadic *et al.* 2013). Eine direkte Applikation der *Bti*-Toxine in Labortests an Ratten, Mäusen und Hasen führte zwar zu toxischen Reaktionen, doch werden diese Toxine aus *Bti* nur bei hohen pH-Werten freigesetzt, die im Magen von Säugetieren jedoch nicht vorhanden sind (Siegel 2001; Siegel *et al.* 1987; Swadener 1994).

5.3 INDIREKTE WIRKUNGEN UND LANGZEITEFFEKTE

5.3.1 VORBEMERKUNG

Indirekte Auswirkungen von *Bti* auf Nicht-Zielorganismen werden seit langem diskutiert. Im Vordergrund stehen dabei Überlegungen, dass eine Reduktion von Gelsenlarven zwangsläufig den weitgehenden Ausfall einer wichtigen Nahrungsgilde, nämlich der Filtrierer, bedeutet, was nicht ohne Konsequenzen für den Stoff- und Energiehaushalt eines Gewässers bleiben kann. Ebenso sollte zu erwarten sein, dass die schlagartige Reduktion von Gelsen deren Fressfeinden ihre Nahrungsgrundlage entzieht und damit indirekt Auswirkungen auf die Populationen der Fressfeinde hat. Es ist weiters zu vermuten, dass solche indirekte Wirkungen, so es sie gibt, erst langfristig sichtbar werden. Das gilt auch für subletale und damit chronische Effekte, die ihre Wirkung auf Populationsebene ebenso langfristig entfalten könnten.

Diese Hypothesen sind in der Praxis nur schwer oder mit großem Aufwand überprüfbar, einerseits aufgrund der erforderlichen Dauer entsprechender Untersuchungen über mehrere Generationen hinweg, andererseits (vor allem bei Freilandhebungen) aufgrund der komplexen Einflüsse anderer Faktoren.

5.3.2 INDIREKTE EFFEKTE AUF BAKTERIEN, PROTOZOEN UND ALGEN

Gelsenlarven können enorme Mengen an organischem Material aus dem Wasser filtern. Aly (1988) geben für verschiedene Arten (*Aedes aegypti*, *Culex quinquefasciatus*, *Anopheles albimanus*) Filtrationsleistungen von 84–632 μL pro Larve und Stunde an (jeweils für Larven im 4. Stadium). Für die Art mit der stärksten Filtrierleistung (*Ae. aegypti*) bedeutet dies, dass bereits bei einer Dichte von 70 Larven pro Liter das gesamte Umgebungswasser einmal pro Tag filtriert würde.

Bei den von den Larven aufgenommenen Partikeln handelt es sich teils um abgestorbenes organisches Material, teils um Bakterien, Protozoen und Algen. Östman *et al.* (2008) führten in sechs verschiedenen Feuchtgebieten in Schweden Freilandhebungen an heterotrophen Protozoen durch und fanden im Mittel 4,5 mal so hohe Dichten in Bereichen, in denen *Bti* ausgebracht wurde, als in den unbehandelten Kontrollflächen. Auch der Artenreichtum war in den behandelten Flächen signifikant höher (Abbildung 11). Die Autoren betonen, dass dieser Befund eines indirekten Effekts auf die trophische Ebene *unterhalb* der Gelsenlarven gut abgesichert ist, da er in verschiedenen Habitaten der Feuchtgebiete beobachtet wurde. In diesem Zusammenhang ist auf die bereits zitierte Studie von Duguma *et al.* (2015) hinzuweisen, die in einem 44-tägigen Bioassay mit VectoBac G[®] in hoher Dosierung eine Reduktion der Algenbiomasse fanden. Es ist denkbar, dass der Rückgang der Algen mit einem Anstieg heterotropher Protozoen in Zusammenhang steht.

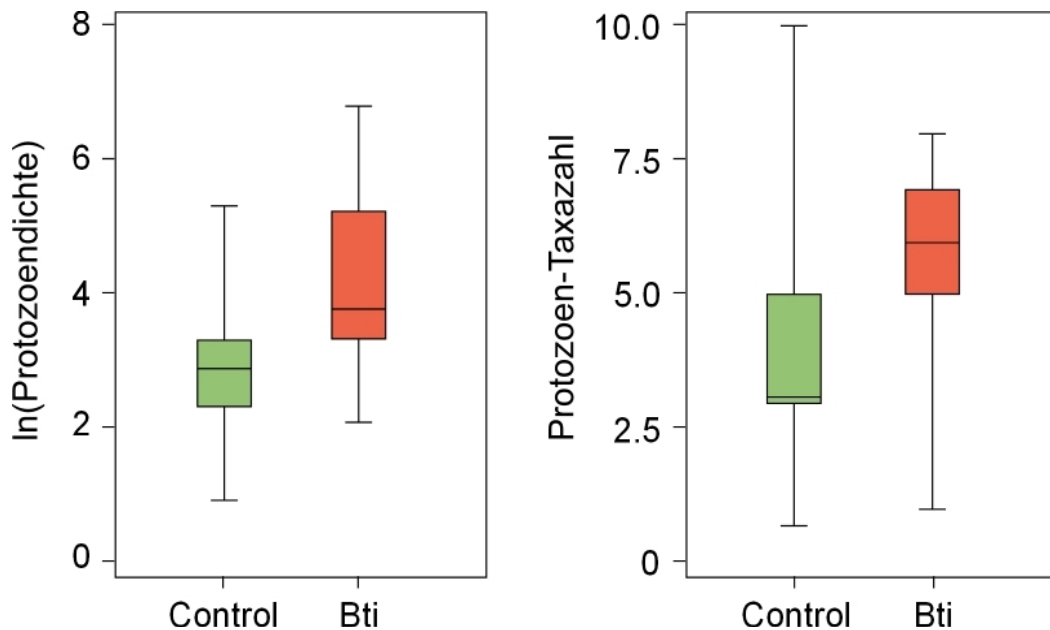


Abbildung 11. Einfluss von *Bti* auf die Dichte (links) und den Artenreichtum (rechts) von Protozoen in Feuchtgebieten in Schweden. Grafik nach Östman *et al.* (2008), verändert.

Die wenigen Befunde zu indirekten Effekten von *Bti* auf Algen (Duguma *et al.* 2015; Silapanunatakul *et al.* 1983; Su & Mulla 1999) werfen vielfach Fragen auf und widersprechen zumindest der Hypothese, dass eine Verringerung der Filtrierleistung durch Culiciden die Algen (als deren primäre Nahrungsquelle) fördern würde. Eine umfangreiche Studie zu diesem Thema führten Fayolle *et al.* (2016) über mehrere Jahre anhand von 1- bis 2-wöchigen Versuchen in oligohalinen, temporären Gewässern in der Camargue durch. Sie konnten keinen Einfluss von *Bti* auf die Algendichte und Gesamtdiversität des Phytoplanktons nachweisen, es traten jedoch signifikante Veränderungen in den relativen Anteilen mancher taxonomischer Gruppen auf. Die Autoren schlossen, dass die Phytoplankton-Gemeinschaft der untersuchten Gewässer letztlich primär von natürlichen Umweltfaktoren in einer hoch dynamischen und komplexen Umwelt gesteuert wird. Auch Brown *et al.* (1999) fanden keinen Beleg für eine Reduktion von Algen und damit auch keine Verbesserung der Wasserqualität durch *Bti* (*cit.* in Russell *et al.* (2003)).

5.3.3 INDIREKTE EFFEKTE AUF FRESSFEINDE UND ANDERE NICHT-ZIELORGANISMEN

Auch wenn keine direkten Effekte von *Bti* auf räuberische Wirbellose gegeben sein mögen, so ist es doch naheliegend, dass der Ausfall einer großen Anzahl an Gelsen- oder Kriebelmückenlarven bzw. deren Umwandlung in totes organisches Material nicht ohne Konsequenzen bleibt. Merritt *et al.* (1991) wiesen allerdings bei räuberischen Steinfliegen keine nennenswerten Effekte nach: Nach der Reduktion von Simuliiden durch *Bti* fraßen die Steinfliegenlarven überwiegend weiter lebende Beute und nicht die toten Simuliiden. Ähnlich wiesen Lawler *et al.* (2000) und Gunasekaran *et al.* (2004) keine indirekten Effekte von toten Culiciden auf räuberische Wasserwanzen nach. Purcell (1981) beobachtete hingegen in einer Feldstudie eine signifikante Dichteabnahme von räuberischen Rückenschwimmern (*Notonecta*). Die Autoren vermuteten als Ursache eher eine Abwanderung der räuberischen Wasserwanzen nach dem Ausfall von *Aedes*-Larven als einen Einfluss über die Nahrung. Keine indirekten Auswirkungen zeitigte der Einsatz von *Bti* bei Schwimmkäfern (Dytiscidae) in temporären Gewässern der Dalälven-Feuchtgebiete, lediglich mittelgroße Dytisciden-Arten ließen eine leichte Abundanz-Zunahme erkennen (Persson Vinnersten *et al.* 2009). Wie in vergleichbaren komplexen Ökosystemen dürften auch hier Umwelteinflüsse wie die unregelmäßig auftretenden Überschwemmungen die Wirbellosenfauna stärker beeinflussen als Ausfälle von Kriebelmücken und Stechmücken infolge des *Bti*-Einsatzes.

Eine viel diskutierte Studie wurde von Hershey *et al.* (1998) über drei Jahre in Feuchtgebieten in Minnesota durchgeführt. Die Autoren dokumentierten einen signifikanten Rückgang von Chironomiden und anderen Nicht-Zielorganismen bei gleichzeitigen Verschiebungen in der Diversität und den Dominanzverhältnissen infolge des Einsatzes von VectoBac[®] G. Eine Fortsetzung der Studie konnte die Effekte jedoch nicht bestätigen (Balcer *et al.* 1999; Read *et al.* 1999).

In mehreren Untersuchungen in der Camargue wurden demgegenüber sehr wohl negative Effekte auf Nicht-Zielorganismen gefunden. So wiesen Jakob & Poulin (2016) eine signifikant niedrigere Artenvielfalt an Libellen in *Bti*-Gebieten im Vergleich zu unbehandelten Kontrollflächen nach. In ihrer Auswertung von Daten aus neun Jahren fanden Poulin & Lefebvre (2016) eine signifikante Reduktion der Nahrungsressourcen von Schilfvögeln, die nach Modellberechnungen einen Einbruch der Vogelpopulation um 34% zur Folge hat. Die am meisten betroffenen Arthropoden waren Zweiflügler, Spinnentiere, Käfer und Hautflügler. Die Autoren fanden keine kumulativen Effekte, aber eine verzögerte Erholung der Populationen nach der *Bti*-Ausbringung infolge der Persistenz von Sporen und damit verlängerter Verfügbarkeit im Sediment. Die Ausbringung von *Bti* erfolgte in dieser Studie von der Luft aus 30–50mal pro Jahr.

Aus der gleichen Arbeitsgruppe um Brigitte Poulin stammt auch eine Studie an Mehlschwalben, die in Naturschutzkreisen großes Aufsehen hervorgerufen hat und oft als Beleg für die indirekten Auswirkungen von *Bti* herangezogen wird. Poulin *et al.* (2010) wiesen eine signifikant geringere Aufnahme von Dipteren und deren wirbellosen Räubern (Spinnen, Libellen) durch die Singvögel nach, während kleine Beutetiere wie Ameisen im Nahrungsspektrum an Bedeutung gewannen. Das veränderte Ernährungsverhalten in Gebieten, in denen *Bti* ausgebracht wurde, hatte eine Verringerung der Gelegegröße der Mehlschwalben, aber auch der Überlebensrate der Jungvögel zur Folge (Poulin 2012).

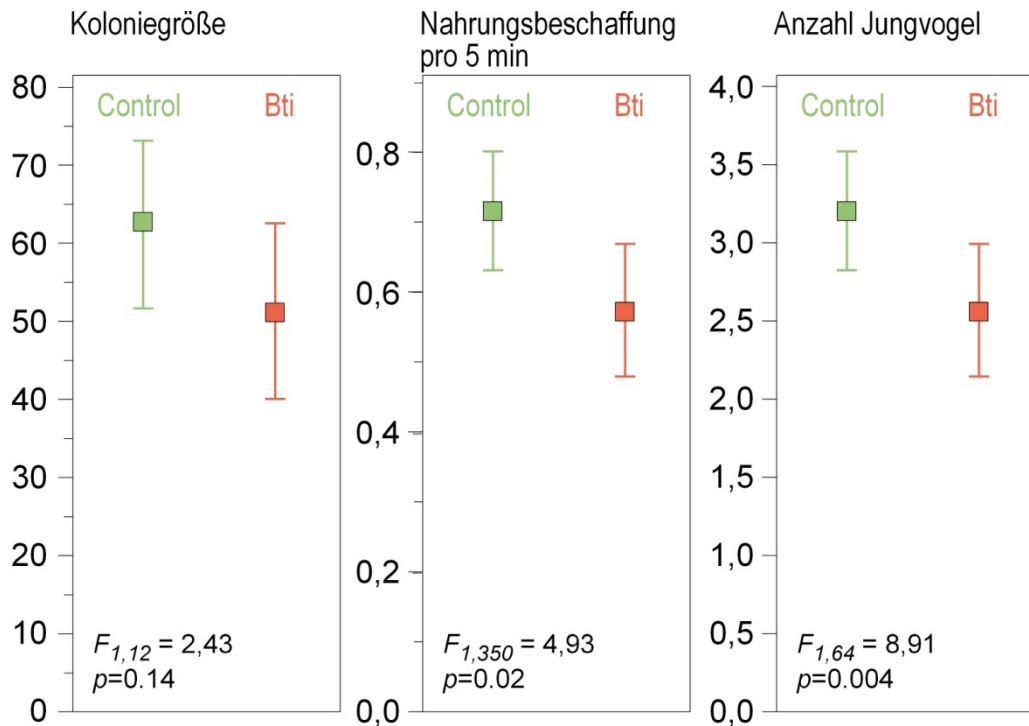


Abbildung 12. Vergleich von Koloniegröße, Zeitaufwand der Nahrungsbeschaffung und Anzahl geschlüpfter Mehlschwalben in Flächen mit und ohne Bti-Ausbringung. Grafik nach Poulin (2012), verändert.

Wie kontrovers die Diskussion um indirekte Effekte ist, zeigt sich daran, dass die erwähnte Studie von Poulin *et al.* (2010) von Lagadic *et al.* (2013) so zitiert wird: „Field investigations that indicate changes in bird reproduction or breeding success were not able to identify Bti as responsible for the observed indirect effects (Hanowski *et al.* 1997a,b; Poulin, Lefebvre & Paz 2010)“. Die Autoren führen als Argument *environmental discrepancies* zwischen behandelten und unbehandelten Flächen an, z.B. die große Entfernung und die geografische Lage zwischen den Vergleichsflächen. Auch wenn diese nachträgliche Uminterpretation einer Publikation, die ein Peer-Review durchlaufen hat, fragwürdig erscheint, so ist zumindest festzuhalten, dass die zweite zitierte Studie aus Minnesota in der Tat *keine* indirekten Auswirkungen von Bti auf Gelegegröße, Eigröße und Wachstumsrate von Singvögeln nachweisen konnte (Hanowski *et al.* 1997; Niemi *et al.* 1999).

Einen weiteren Hinweis auf indirekte Auswirkungen von Bti auf die Vogelpopulationen gibt es aus Deutschland, wo Bti seit vielen Jahren in den Rhein-Auen zum Einsatz kommt. Von Kreuzinger *et al.* (2004), *cit.* in Stark (2005), wurde der Rückgang bestimmter Vogelgruppen mit Nahrungsknappheit infolge des Bti-Einsatzes in Zusammenhang gebracht, allerdings fehlt ein klarer Beleg für einen Kausalzusammenhang. Ebenso wenig gibt es bis heute klare Belege für negative indirekte Auswirkungen von Bti auf Fledermäuse. Der Zusammenhang zwischen der Verfügbarkeit von Stechmücken und dem Ernährungsverhalten von Fledermäusen in australischen Salzmarschen (Gonsalves *et al.* 2013) lässt dies aber zumindest denkbar erscheinen.

5.4 RESÜMEE ZU DIREKTEN UND INDIREKTEN WIRKUNGEN VON Bti

Die Auswertung der ökotoxikologischen Studien und Freilanduntersuchungen zur Toxizität von Bti auf Nicht-Zielorganismen lässt erkennen, dass die höchste Sensitivität gegenüber Bti bei jenen Gruppen zu finden ist, die taxonomisch gesehen den Stech- und Kriebelmücken am nächsten stehen, d.h. den Zuckmücken und anderen Familien aus der Unterordnung der Nematocera (Mücken).

Die meisten Studien bestätigen weiters, dass bei niederen Wirbellosen, bei Insekten außerhalb der Ordnung der Zweiflügler sowie bei Wirbeltieren keine direkte Wirkung von *Bti* gegeben ist, sofern die üblichen Dosierungen eingehalten werden. Der Grund dafür liegt in der komplexen Wirkungsweise von *Bti* (Kap. 4.2). Der Großteil der möglicherweise betroffenen Arten verfügt nicht über die Kombination von (i) hohen pH-Werten im Magen zur Auflösung der Kristallproteine, (ii) Enzymen zur Aktivierung der Protoxine, und (iii) den richtigen Rezeptoren in der Zellmembran der Darmwand, um die Toxine binden zu können.

Erst bei stark überhöhter Dosierung (teilweise um mehr als eine Zehnerpotenz) zeigen manche Arten Verhaltensänderungen bis hin zu erhöhter Mortalität. Die wenigen Beispiele, nach denen auch mit der empfohlenen *Bti*-Dosierung negative Effekte auf Nicht-Zielorganismen beobachtet wurden, sind oft mit Unsicherheiten verbunden. Vielfach sind andere Einflussfaktoren nicht mit Sicherheit auszuschließen (Boisvert & Boisvert 2000). Die „Ausnahmen“ können aber Hinweise auf indirekte Auswirkungen von *Bti* sein.

Mehrjährige Studien zu indirekten Wirkungen von *Bti* auf andere Wirbellose oder insektivore Vögel sind rar. Die wenigen Belege für negative Effekte wurden teilweise in späteren Studien relativiert (Minnesota) oder aus methodischen Gründen in Frage gestellt (Camargue). Ihnen stehen zudem andere Studien gegenüber, in denen keinerlei indirekte und längerfristige Auswirkungen auf Nicht-Zielorganismen nachgewiesen werden konnten (z.B. Dalälven). Die Komplexität der vielfältigen Einflussfaktoren macht es allerdings grundsätzlich sehr schwierig, indirekte Auswirkungen mit ausreichend hoher Sicherheit nachweisen zu können.

Der Leser von wissenschaftlichen Arbeiten über mögliche indirekte Auswirkungen von *Bti* wird sich auch des Eindrucks nicht erwehren können, dass sich Befürworter und Gegner von *Bti* unversöhnlich gegenüberstehen und über wissenschaftliche Publikationen – mögen diese auch einen korrekten Peer-Review-Prozess durchlaufen haben – einen Kampf um die Deutungshoheit zu diesem komplexen Thema austragen. Teilweise ist die Unbefangenheit mancher Kontrahenten in Frage zu stellen, z.B. wenn der Vertreter einer *Bti*-Vertriebsfirma dem Präparat in wissenschaftlichen Arbeiten Unbedenklichkeit bescheinigt. Es ist zu erwarten, dass die wissenschaftliche Kontroverse zwischen Naturschützern und *Bti*-Verteidigern noch weiter andauern wird.

6 EINFLUSSFAKTOREN AUF DIE WIRKSAMKEIT UND PERSISTENZ VON *BTI*

DIE WIRKSAMKEIT von *Bti* im Labor und die Effektivität des *Bti*-Einsatzes im Feld hängen von einer Vielzahl verschiedener Einflussgrößen ab. Ein wichtiger Faktor bei allen biologischen Prozessen ist die Temperatur; verschiedenen Studien dürfte der Impact auf die toxische Wirkung von *Bti* aber gering sein. Im Widerspruch dazu lagen die LC_{50} -Konzentration in Versuchen von Mittal (2003) bei Temperaturen um 30 °C deutlich niedriger als bei 21 °C (Abbildung 13). Bei höheren Temperaturen erhöht sich auch die Nahrungsaufnahme von Gelsenlarven (Walker 1995), womit auch die Exposition der Tiere gegen das Biozid erhöht wird. Es können auch andere temperaturabhängige Faktoren (z.B. geringere Sauerstofflöslichkeit bei höheren Temperaturen) zu vermehrtem Stress und damit zu einer höheren Mortalität (Cao *et al.* 2012) führen. Lei *et al.* (2005) konnten diesen Effekt allerdings erst bei 35 °C nachweisen, nicht im Normalbereich zwischen 15 und 30 °C.

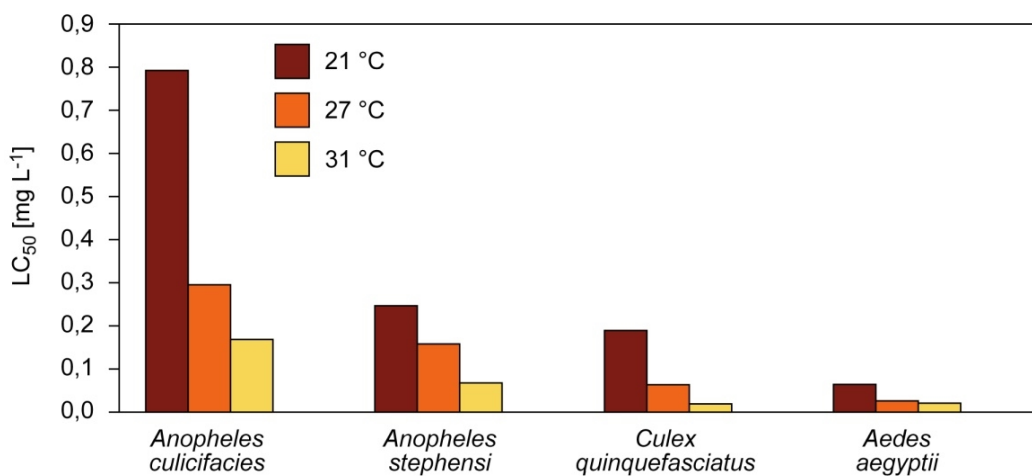


Abbildung 13. Einfluss der Temperatur auf die Wirksamkeit von *Bti* bei verschiedenen Arten. Grafik nach Mittal (2003), verändert.

Weitere äußere Faktoren, welche die Wirksamkeit von *Bti* beeinflussen, sind Licht (UV) (Griego & Spence 1978; Myasnik *et al.* 2001) und die Wasserqualität. Wie stark Gelsenlarven auf *Bti* reagieren, hängt auch von der Larvendichte bzw. der Anwesenheit anderer filtrierender Organismen ab (Ben-Dov *et al.* 2003). In Hinblick auf Dosierung und Verdünnung von *Bti* im Gewässer spielt weiters eine Rolle, wie viele andere potenzielle Nahrungspartikel im Wasser vorhanden sind. Sie können bei filtrierenden Gelsenlarven eine raschere Ingestion anregen (Phagostimulation) oder eine „Konkurrenz“ zu den *Bti*-Sporen darstellen und damit die Effektivität der *Bti*-Ausbringung verringern (Ali 1981; Ali *et al.* 1981; Ben-Dov *et al.* 2003).

Ben-Dov (2014) führt mehrere Schlüsselfaktoren an, die die Effektivität von *Bti* im Feld begrenzen oder verringern:

- Absinken des ausgebrachten *Bti* auf den Gewässerboden
- Adsorption an Ton- oder Schluffpartikeln und an organisches Material
- Aufnahme durch andere (nicht sensitive) Organismen
- Deaktivierung von *Bti* durch UV-Licht (Abbildung 14)

Wird *Bti* durch andere Filtrierer entfernt oder durch UV-Licht deaktiviert, ist es nicht mehr als Biozid für Gelsenlarven verfügbar. Das gilt nicht bei der Adsorption an Tonmineralien. Sofern diese in der Wassersäule

verbleiben oder vom Gewässergrund wieder aufgewirbelt werden, stellen sie weiterhin ein Larvengift dar. Die Zwischenspeicherung an den Tonmineralien kann die Persistenz von *Bti* im Gewässer erhöhen (Boisvert & Boisvert 1999; Lee *et al.* 2003).

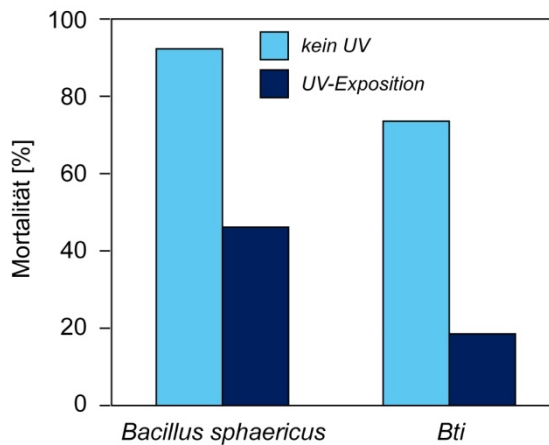


Abbildung 14. Einfluss von UV-Licht auf die Wirksamkeit der Insektizide *Bacillus sphaericus* und *Bacillus thuringiensis israelensis* auf Stechmücken. Grafik nach Mittal (2003), verändert.

Die Problematik einer raschen Sedimentation von *Bti* wurde bereits früh erkannt. In den von Ohana *et al.* (1987) durchgeführten Tests sanken bis zu 99% der *Bti*-Sporen binnen 45 Minuten auf den Gewässergrund ab, wo sie aber ihre Toxizität noch für mindestens 22 Tage beibehielten und 90% der Larven abtöteten, wenn der Schlamm am Gewässergrund aufgewirbelt und die Sporen damit wieder in die Wassersäule eingetragen wurden. Nach Fry-O'Brien & Mulla (1996) können Trübe und eine erhöhte Sedimentation die Effektivität von *Bti* deutlich verringern.

Dass die Anwesenheit anderer filtrierender Organismen die Aufnahme von *Bti* durch Gelsenlarven reduziert, ist naheliegend. So wurde die Mortalität von Gelsen durch *Bti* verringert, wenn auch der Feenkreb *Branchipus schaefferi* und der Muschelkreb *Cypridopsis vidua* im gleichen Gewässer vorhanden waren. Die Anwesenheit einer anderen Muschelkreb-Art (*Heterocypris incongruens*) hatte keinen Einfluss auf die *Bti*-Effektivität, allerdings nutzten diese Krebse infizierte, aber noch aktive Gelsenlarven vermehrt als Beute (Blaustein & Margalit 1991).

Unter dem Einfluss der verschiedenen abiotischen und biotischen Faktoren ist die Persistenz von *Bti* begrenzt, mitunter auf wenige Tage (Lacey 2007). Nach Toma *et al.* (2003) ist bei der *Bti*-Tabletten-Formulation Vectobac[®] DT (ABG-6499) (3400 ITU mg⁻¹) nach 24 h eine 100%ige Mortalität gegeben; die Wirkung hält jedoch nur 48 h an. Unter kontrollierten Bedingungen im Labor wurde eine weitaus höhere Persistenz nachgewiesen, nach Batra *et al.* (2000) (mit der gleichen Formulation) zumindest von zwei bis drei Wochen, nach de Melo-Santos *et al.* (2001) von 13 bis 35 Tagen in Sonnenlicht und 40 bis 54 Tagen im Schatten. Im Labor wurden auch Tabletten oder Suspensionen getestet, die über mehrere Monate wirksam sind (Armengol *et al.* 2006; Benjamin *et al.* 2005; Ritchie *et al.* 2010; Varjal de Melo-Santos *et al.* 2009; WHO 2009).

Unklar ist die Bedeutung der Dosierung auf die Persistenz. Ritchie *et al.* (2010) erzielten im Labor eine Mortalitätsrate von 90% nach 8 Wochen bei 10 bis 20fache Überdosierung und nach 23 Wochen bei 50facher Überdosierung. Andere Autoren betonen, dass eine Überdosierung die Effektivität *nicht* erhöht (Fillinger *et al.* 2003; Karch *et al.* 1991; Russell *et al.* 2003). Die Diskussion ist von großer Bedeutung, da erhöhte Dosierungen unabhängig vom möglichen Einfluss auf die Persistenz zu Konzentrationen führen können, die bereits für Nicht-Zielorganismen wie Zuckmücken kritisch sind. Zum Schutz der aquatischen Lebensgemeinschaften sind daher überhöhte Dosierungen zum Zweck der Effektivitätssteigerung im Feld zu vermeiden (vgl. Duguma *et al.* (2015)).

Die Laborbefunde zur Persistenz von *Bti* über viele Wochen widersprechen den meisten Erfahrungen im Feld, wo eine Vielzahl anderer Faktoren die Wirksamkeit verringern kann. So wiesen Hajaj *et al.* (2005) drei Monate nach der *Bti*-Ausbringung keine *Bti*-Sporen mehr im Boden und im Wasser nach. Nach Boyce *et al.* (2013) sind zumeist binnen 24 h massive Effekte, nach 2 bis 4 Wochen hingegen nur mehr schwache Effekte nachweisbar. In Feldstudien spielt sicherlich auch eine Rolle, wie sorgfältig und vollständig der Einsatz erfolgt oder ob in größeren Gebieten Brutstätten übersehen oder aus anderen Gründen nicht behandelt werden. Toma *et al.* (2003) empfehlen daher, dass die Ausbringung von *Bti* alle 8 bis 10 Tage erfolgen sollte, um nachhaltig wirksam zu sein. Ähnlich ist nach den Vorgaben des Minnesota Department of Health (1999) und nach Fillinger *et al.* (2003) der Einsatz von *Bti* im Feld 1x pro Woche erforderlich, um nachhaltig eine 95% Reduktion zu erreichen. Die Schwedische Chemikalienagentur äußert allerdings Bedenken gegen eine zu häufige Ausbringung von *Bti*. In ihrem *Product Assessment Report* über die von der EU genehmigten *Bti*-Formulationen VectoBac[®] G und VectoBac[®] GR schreibt sie vor, dass die Ausbringung am Boden maximal 8x pro Jahr und mit mindestens wöchentlichem Abstand erfolgen soll; eine Ausbringung aus der Luft soll maximal 4x pro Jahr und mit mindestens 14-tägigem Abstand durchgeführt werden (KEMI 2015).

Bereits früh wurde diskutiert, ob es nach einer Ausbringung von *Bti* auch zu einer natürlichen Vermehrung der Sporen kommen könnte, was eine längere Produktion der Kristallproteine zur Folge hätte (Boisvert & Boisvert 2000). Larget (1981) konnte zumindest nachweisen, dass *Bti* aus toten Gelsenlarven recycelt werden kann und seine toxische Aktivität beibehält. Dies wurde später mit den Arbeiten von Aly *et al.* (1985), Zaritsky & Khawaled (1986) Khawaled *et al.* (1990) bestätigt. Nach Boisvert & Boisvert (1999) ist eine Regeneration von *Bti* unter bestimmten Umständen (niedrige Temperaturen) auch bei Abwesenheit von Gelsenlarven über einen Zeitraum von fünf Monaten möglich. Bemerkenswert ist die Studie von Tilquin *et al.* (2008), die in Proben aus der Camargue *Bti* mit anthropogener Herkunft noch lange nach der Ausbringung nachweisen konnten, teilweise sogar in Gebieten, in denen *Bti* gar nicht ausgebracht wurde. Dabei zeigten sich Unterschiede in der Langlebigkeit verschiedener *Bti*-Toxine, was zu Veränderungen in der Toxin-Zusammensetzung führte. Die Studie belegte nicht nur eine hohe Persistenz von *Bti* unter bestimmten Bedingungen, sondern auch eine Ausbreitung des Biozids über das Einsatzgebiet hinaus. Hinweise auf ein Recycling von *Bti* geben auch die Laborversuche von Varjal de Melo-Santos *et al.* (2009). Fraglich ist, ob die persistente Verfügbarkeit von *Bti* quantitativ eine Rolle spielt. Gemäß dem *Product Assessment Report* der Schwedischen Agentur für Chemikalien (KEMI 2015) dürfte dies nicht der Fall sein. Dennoch ist zumindest die Möglichkeit einer erhöhten Persistenz in der Umwelt gegeben, was auch die Frage aufwirft, ob sich – entgegen dem Resümee in Kap. 4.3 – nicht doch über einen längeren Zeitraum Resistenzen von Culiciden gegenüber *Bti* bilden können (Tilquin *et al.* 2008) (Abbildung 15).

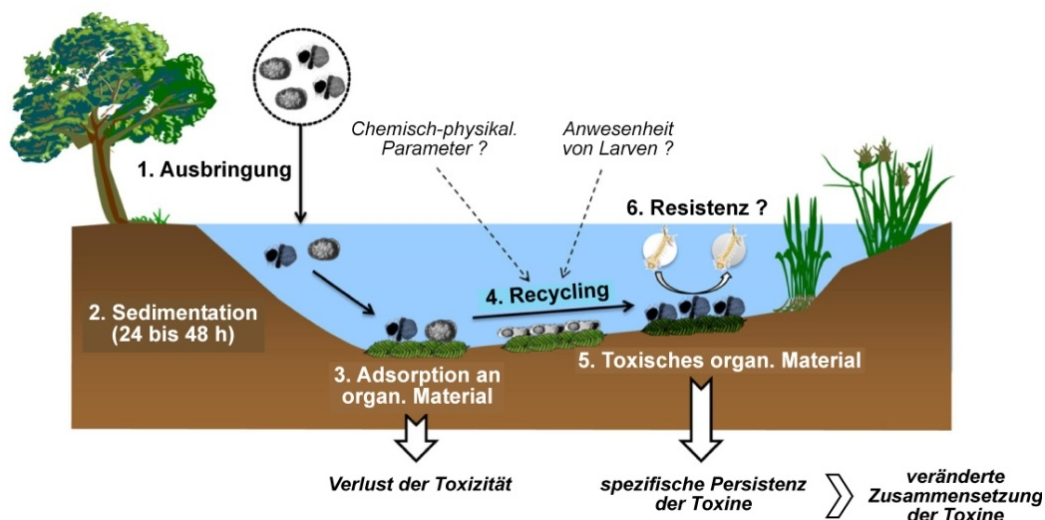


Abbildung 15. Hypothetisches Szenario der Entwicklung einer Resistenz gegenüber *Bti* als Folge von Recycling im Sediment und einer längeren Exposition der Larven gegenüber *Bti*. Grafik nach Tilquin *et al.* (2008), verändert.

Im Zusammenhang mit der Frage der Ausbreitung von *Bti* in Gebiete außerhalb eines Biozideinsatzes ist die Studie von Snarski (1990) von Interesse, in der eine erhöhte Persistenz von *Bti* in Fisch-Faeces nachgewiesen wurde. Angesichts der Mobilität von Fischen erscheint die Speicherung und Verbreitung von *Bti* durch die Nahrungsaufnahme von Fischen und die Faeces-Abgabe an anderen Orten ein denkbarer Ausbreitungspfad von *Bti*. Generell kann die Persistenz in geeignetem organischem Material sehr hoch sein. Guidi *et al.* (2013) konnten mittels PCR nachweisen, dass *Bti* zwar rasch sedimentiert und damit aus dem Wasser verschwindet, im Schlamm aber über 275 Tage erhalten bleibt. Die Sporendichte erfuhr dabei auch über diesen langen Zeitraum keine signifikante Änderung. *Bti*-Sporen konnten auch von Siegel *et al.* (2001) neun Monate nach der Ausbringung detektiert werden, wobei unklar war, ob es sich dabei um persistente oder recycelte Sporen handelte.

Zur Frage, ob die erhöhte Persistenz im Sediment oder ein Recycling bei wiederholter Ausbringung zu einer Akkumulation von *Bti* führen und quantitativ relevant sein kann, sind die Untersuchungen von De Respinis *et al.* (2006) im Deltagebiet der Flüsse Ticino und Verzasca am Langensee in der Schweiz von Bedeutung. Auch nach mehr als 10 Jahren *Bti*-Einsatz konnte keine Akkumulation der Sporen nachgewiesen werden; vielmehr verschwanden diese trotz regelmäßiger Ausbringung letztlich aus dem System. Auch in den Versuchsreihen von Nguyen *et al.* (1999) nahm die Zahl der *Bti*-Sporen nach der Ausbringung sukzessive ab.

In den letzten 10–15 Jahren wurde vermehrt DNA-Rekombinationstechnik eingesetzt, um die Einschränkungen wie die begrenzte Persistenz konventioneller *Bti*-Produkte zu überwinden. Es wurden *Bti*-Gene in andere Bakterien (z.B. *Bacillus sphaericus*, *Ancylobacter aquaticus*), Blaualgen oder Einzeller (*Tetrahymena pyriformis*) eingebracht, um transgene Organismen für eine gesteigerte Toxin-Produktion und erhöhte Persistenz zu schaffen (Boussiba *et al.* 2000; Kucińska *et al.* 2003; Manasherob *et al.* 2002; Mittal 2003; Park *et al.* 2005). Federici *et al.* (2007) entwickelten durch gentechnische Verfahren eine Kombination von *cry*- und *cyt*-Proteinen, die bis zu 10mal effektiver war als herkömmliche *Bti*-Stämme. Dem raschen Absinken von *Bti* versuchte man durch die gentechnische Entwicklung von Bakterien entgegenzuwirken, die an der Wasseroberfläche leben und dort *Bti*-Toxine produzieren (Swadener 1994). Auch wenn solche gentechnisch veränderten Produkte im Labor erfolgreich getestet wurden, spielen sie im Feldeinsatz bislang eine untergeordnete Rolle.

7 RESÜMEE

FÜR DIE VORLIEGENDE LITERATURSTUDIE über die ökologischen Auswirkungen von *Bacillus thuringiensis israelensis* wurden rund 280 Originalarbeiten und Reviews über dieses Larvizid durchgesehen und exzerpiert. Die meisten Arbeiten über die direkte Wirkung auf Nicht-Zielorganismen, indirekte Auswirkungen über die Nahrungskette oder die Frage der Resistenz kommen zu ähnlichen Aussagen, sodass sich auf den ersten Blick ein übereinstimmendes Gesamtbild ergibt. Demnach zeigt *Bti* eine äußerst spezifische Wirkung auf Gelsen (Culicidae) und Kriebelmücken (Simuliidae), nachteilige Auswirkungen auf andere Organismengruppen und generell auf die Umwelt sind vernachlässigbar. Zudem werden aufgrund der komplexen *Mode of Action* Resistenzen gegen *Bti* praktisch nicht ausgebildet.

Im Detail betrachtet finden sich jedoch zu nahezu allen Themenbereichen Arbeiten, die diesem Bild widersprechen. Sie stammen teils aus dem Labor, teils beruhen sie aber auch auf langjährigen Freilanddaten. Dieser scheinbare Widerspruch hängt damit zusammen, dass die zu untersuchenden Ökosysteme – typischerweise periodisch überflutete Auegebiete oder Marschlandschaften – sehr dynamisch und hochkomplex sind. Langfristige oder indirekte Effekte zu detektieren ist daher schwierig und aufwändig. Das Fehlen von Nachweisen zu negativen Effekten von *Bti* muss daher nicht bedeuten, dass diese nicht gegeben sind, sondern eventuell lediglich aus methodischen Gründen nicht erkannt wurden. Umgekehrt sind auch Studien, in denen sehr wohl negative Auswirkungen von *Bti* auf die Umwelt aufgezeigt wurden, in methodischer Hinsicht genau zu prüfen. Allerdings darf deshalb der Wissenschaft nicht die grundsätzliche Fähigkeit abgesprochen werden, komplexe Zusammenhänge und indirekte Effekte von *Bti* mit der nötigen Sicherheit belegen zu können. Aussagen wie jene des Leiters der deutschen KABS, wonach „Studien, die das gesamte Nahrungsnetz betreffen, kein wissenschaftlich haltbares Ergebnis [lieferten]“ (Gruber & Konrad 2015) sind daher zurückzuweisen.

Nicht nur in den Medien, auch auf wissenschaftlicher Ebene ist die Debatte zu diesem Thema mitunter sehr emotional. In zahlreichen Fachpublikationen ist nur zu leicht erkennbar, auf welcher Seite die Autoren stehen, und nicht immer wird die Diskussion mit rein fachlichen und objektiven Argumenten geführt. Hinzu kommt eine, oft gar nicht versteckte, wirtschaftliche Verflechtung von *Bti*-Vertrieb und -Kontrolle (Gruber & Konrad 2015).

Als gesichert kann festgehalten werden, dass *Bti* eine direkte letale Wirkung auf Stechmücken (welche hier im Vordergrund stehen) und Kriebelmücken hat. Bei einer Reihe weiterer Organismen (vor allem unter den Zweiflüglern) ist dies erst bei entsprechend hoher Dosierung gegeben. *Bti* wirkt demnach zweifelsfrei nicht nur auf die Zielorganismen, sondern kann auch auf andere Tiergruppen negative Auswirkungen haben. Keine direkte Wirkung von *Bti* ist bei Menschen und Wirbeltieren nachgewiesen.

Indirekte Auswirkungen der Reduktion von Stechmücken über die Nahrungskette auf andere Arten sind in wenigen Fällen nachgewiesen, allerdings liegen aufgrund der Komplexität der Nahrungsbeziehungen und des erforderlichen Aufwands im Untersuchungsdesign in der Tat nur wenige stichhaltige Studien vor.

Eine Schlüsselrolle kommt der *Bti*-Dosierung im Feld zu. Sofern die Menge des ausgebrachten *Bti* pro Fläche nicht zu hoch ist, sind zumindest keine direkten Beeinträchtigungen anderer Tiergruppen wie der Zuckmücken oder anderer Zweiflügler zu erwarten. Davon kann nicht mehr ausgegangen werden, wenn die Dosierung zum Beispiel zur (vermeintlichen) Steigerung der Persistenz erhöht wird. Es bleibt auch abzuwarten, ob nicht künftig mittels *Genetic Engineering* Formulationen entwickelt werden, die auch bei niedrigerer Dosierung negative Auswirkungen auf Nicht-Zielorganismen haben.

Aus diesem Grund, aber auch in Hinblick auf die schwer dokumentierbaren Auswirkungen von *Bti* über die Nahrungskette, z.B. auf insektivore Vögel und Fledermäuse, ist eine grundsätzliche Vorsicht und Zurückhaltung beim Einsatz von *Bti* geboten. Dies kommt auch in den Auflagen und Beschränkungen der KEMI (2015) in ihrer Produktbewertung zum Ausdruck.

Letztlich sind Unsicherheiten und mögliche Umweltkosten auf der einen Seite und die Vorteile bzw. der Gewinn für die Menschen auf der anderen Seite gegeneinander abzuwägen. Es ist klar zwischen der gesundheitlichen Gefahr durch Stechmücken als Vektoren von viralen Krankheiten und der Belästigung von Anrainern zu unterscheiden. Eine lokale *Bti*-Ausbringung am Boden ist nicht einem großflächigen Einsatz aus der Luft gleichzusetzen. Überschwemmte Wiesen mit Anbindung an andere Gewässer sind anders zu betrachten als Geländevertiefungen, die für wenige Tage wassergefüllt sind; überstaute Ackerflächen haben eine andere ökologische Wertigkeit als Überschwemmungsflächen in Naturschutzgebieten.

Bti gilt heute als „sicherstes Larvizid“ und ist zweifelsohne umweltschädlichen Alternativen wie Organophosphaten oder Pyrethroiden vorzuziehen. Ob es auch als „umweltfreundlich“ zu bezeichnen ist – wie auf der Homepage der Österreichischen Apothekerkammer zu lesen –, darf allerdings bezweifelt werden. Das gilt umso mehr, wenn neben den rein gewässerökologischen auch naturschutzfachliche Aspekte berücksichtigt werden (z.B. Störung von Vögeln bei der Ausbringung).

Heute ist *Bti* in Tablettenform frei für den Hausgebrauch käuflich. Es darf ohne Kontrolle ausgebracht werden. Der großflächige Einsatz von *Bti* bedarf hingegen einer wasser- und naturschutzrechtlichen Bewilligung, auch wenn letztlich im Einzelfall abzuwägen ist, wo und in welchem Ausmaß *Bti* ausgebracht werden darf. Ob diese Einfallabwägung immer mit dem nötigen Hintergrundwissen erfolgt, darf angesichts der weit gestreuten und sehr umfangreichen Literatur bezweifelt werden. Es ist zu empfehlen, die Rahmenbedingungen und Voraussetzungen für die Ausbringung von *Bti* in einem Leitfaden zusammenzufassen, der den Behörden eine Entscheidungsgrundlage bietet und eine Vereinheitlichung in der Bewilligung gewährleisten könnte. Dieser Leitfaden sollte auch Vorgaben enthalten, ob und in welchem Umfang ein Monitoring zur Kontrolle möglicher Auswirkungen erforderlich ist und welche Informationen zum *Bti*-Einsatz zu dokumentieren sind.

8 LITERATUR

- AGES, 2016. Lebensformtypen der Stechmücken. In www.arges.at/themen/ages-schwerpunkte/vektoruebertragene-krankheiten/stechmuecken-in-oesterreich/ Accessed 16.09.2016.
- Ali, A., 1981. *Bacillus thuringiensis* serovar. *israelensis* (AGB-6108)1 against chironomids and some nontarget aquatic invertebrates. *Journal of Invertebrate Pathology* 38:264-272.
- Ali, A., 1995. Nuisance, economic impact and possibilities for control. In Armitage, P., P. S. Cranston & L. C. V. Pinder (eds) *The Chironomidae*. Chapman and Hall, London, pp. 339-364.
- Ali, A., R. D. Baggs & J. P. Stewart, 1981. Susceptibility of some Florida chironomids and mosquitoes to various formulations of *Bacillus thuringiensis* serovar. *israelensis*. *Journal of Economic Entomology* 74(6):672-677.
- Ali, A. & R. J. Lobinske, 2003. Laboratory and field use of *Bacillus thuringiensis* ssp. *israelensis* against pestiferous Chironomidae (Diptera): an assessment. In Mulla, M. S. (ed) *Biopesticides: positioning biopesticides in pest management systems*. Proc. 3rd Internat. Conf. Biopesticides 2002, Kuala Lumpur, Malaysia.
- Ali, A., R. J. Lobinske & R. J. Leckel, 2005. Field assessment of larvicidal activity of a new granular formulation (VBC-60032) of *Bacillus thuringiensis* serovar. *israelensis* against Chironomidae [sic!] (Diptera) in man-made ponds. *Biologia (Pakistan)* 51(2):121-131.
- Alten, B., H. Kampen & D. Fontenille, 2007. Malaria in Southern Europe: resurgence from the past? In Takken, W. & B. G. J. Knols (eds) *Emerging pests and vector-borne diseases in Europe*. Wageningen Academic Publ., Wageningen, The Netherlands, 35-57.
- Aly, C., 1988. Filter feeding of mosquito larvae (Dipt., Culicidae) in the presence of the bacterial pathogen *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*. *Journal of Applied Entomology* 105(1-5):160-166 doi:10.1111/j.1439-0418.1988.tb00171.x.
- Aly, C., M. S. Mulla & B. A. Federici, 1985. Sporulation and toxin production by *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* in cadavers of mosquito larvae (Diptera: Culicidae). *J Invertebr Pathol* 46:251-258.
- AQUAPLUS, 2013. Ausnahmegewilligung Bti-Einsatz in den Thurauen. Erarbeitung der Grundlagen für die Rahmenbewilligung (Kriterien & Schwellenwerte). Bericht im Auftrag Fachstelle Naturschutz Kanton Zürich, Zug, 31 pp.
- Armengol, G., J. Hernandez, J. G. Velez & S. Orduz, 2006. Long-lasting effects of a *Bacillus thuringiensis* serovar *israelensis* experimental tablet formulation for *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) control. *J Econ Entomol* 99:1590-1595.
- Armitage, P. & P. S. Cranston, 1997. *The Chironomidae. The biology and ecology of non-biting midges*. Chapman & Hall, London, 572 pp.
- Back, C., J. Boisvert, J. O. Lacoursière & G. Charpentier, 1985. High-dosage treatment of a Quebec stream with *Bacillus thuringiensis* serovar. *israelensis*: Efficacy against blackfly larvae (Diptera: Simuliidae) and impact on non-target insects. *The Canadian Entomologist* 117(12):1523-1534 doi:10.4039/Ent1171523-12.

- Balcer, M. D., K. L. Schmude & J. Snitgen, 1999. Long-term effects of the mosquito control agents Bti (*Bacillus thuringiensis israelensis*) and methoprene on non-target macroinvertebrates in wetlands in Wright County, Minnesota (1997-1998). LSRI, Wisconsin.
- Batra, C. P., P. K. Mittal & T. Adak, 2000. Control of *Aedes aegypti* breeding in desert coolers and tires by use of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* formulations. *J Am Mosq Control Assoc* 16:321-323.
- Beck, W. R., 1982. Current status of the biological larvicide, Teknar. In: 69th Annual Meeting, New Jersey Mosquito Control Association (17–19 March 1982), Atlantic City, New Jersey, 1982. p 83-90.
- Becker, N., 1997. Microbial control of mosquitoes: management of the upper Rhine mosquito population as a model programme. *Parasitol Today* 13:485-487.
- Becker, N., 2003. Ice granules containing endotoxins of microbial agents for the control of mosquito larvae-- a new application technique. *J Am Mosq Control Assoc* 19(1):63-6.
- Becker, N., 2006. Microbial control of mosquitoes: Management of the Upper Rhine mosquito population as a model programme. In Eilenberg, J. & H. M. T. Hokkanen (eds) *An ecological and societal approach to biological control*. Springer Verlag, Berlin, 227-245.
- Becker, N., M. Geier, C. Balczun, U. Bradersen, K. Huber, E. Kiel, A. Krüger, R. Lühken, C. Orendt, A. Plenge-Bönig, A. Rose, G. A. Schaub & E. Tannich, 2013. Repeated introduction of *Aedes albopictus* into Germany, July to October 2012. *Parasitology Research* 112(4):1787-1790 doi:10.1007/s00436-012-3230-1.
- Becker, N. & M. Ludwig, 1993. Investigations on possible resistance in *Aedes vexans* field populations after a 10-year application of *Bacillus thuringiensis israelensis*. *Journal of the American Mosquito Control Association* 9:221-224.
- Becker, N. & J. Margalit, 1993. Use of *Bacillus thuringiensis israelensis* against mosquitoes and blackflies. In Entwistle, P. F., J. S. Cory, M. J. Bailey & S. Higgs (eds) *Bacillus thuringiensis, an Environmental Biopesticide: Theory and Practice*. John Wiley & Sons, New York, pp. 147-170.
- Becker, N., D. Petric, M. Zgomba, C. Boase, M. Madon, C. Dahl & A. Kaiser, 2010. *Mosquito and their control*. Springer, Heidelberg.
- Becker, N. & M. Zgomba, 2007. Mosquito control in Europe. In Takken, W. & B. G. J. Knols (eds) *Emerging pests and vector-borne diseases in Europe*. Wageningen Academic Publ., Wageningen, The Netherlands, 369-388.
- Ben-Dov, E., 2014. *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* and its dipteran-specific toxins. *Toxins* 6:1222-1243 doi:10.3390/toxins6041222.
- Ben-Dov, E., D. Saxena, Q. Wang, R. Manasherob, S. Boussiba & A. Zaritsky, 2003. Ingested particles reduce susceptibility of insect larvae to *Bacillus thuringiensis*. *J Appl Ent* 127:146–152.
- Benjamin, S., A. Rath, C. Y. Fook & L. H. Lim, 2005. Efficacy of a *Bacillus thuringiensis israelensis* tablet formulation, Vectorbac DT, for control of dengue mosquito vectors in potable water containers. *Southeast Asian J Trop Med Public Health* 36:879-892.
- Blaustein, L. & J. M. Chase, 2007. Interactions between mosquito larvae and species that share the same trophic level. *Annu Rev Entomol* 52:489–507 doi:10.1146/annurev.ento.52.110405.091431.

LITERATUR

- Blaustein, L. & J. Margalit, 1991. Indirect effects of the fairy shrimp, *Branchipus schaefferi* and two ostracod species on *Bacillus thuringiensis* var *israelensis*-induced mortality in mosquito larvae. In Belk, D., H. J. Dumont & N. Munuswamy (eds) *Studies on Large Branchiopod Biology and Aquaculture*. Springer Netherlands, Dordrecht, 67-76.
- Boisvert, J. & J. O. Lacoursière, 2004. Le *Bacillus thuringiensis israelensis* et le contrôle des insectes piqueurs au Québec. Document préparé par l'Université du Québec à Trois-Rivières pour le ministère de l'Environnement du Québec, Envirodoq (no ENV/2004/0278), Québec, 101 pp.
- Boisvert, M., Utilization of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (Bti)-based formulations for the biological control of mosquitoes in Canada. In: Côté, J. C., I. S. Otvos, J. L. Schwartz & C. Vincent (eds) *6th Pacific Rim Conference on the Biotechnology of Bacillus thuringiensis and its Environmental Impact*, Victoria BC, Canada, Oct 30 - Nov 3, 2005 2007. p 87-93.
- Boisvert, M. & J. Boisvert, 1999. Persistence of toxic activity and recycling of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* in cold water: Field experiments using diffusion chambers in a pond. *Biocontrol Sci Technol* 9:507-522.
- Boisvert, M. & J. Boisvert, 2000. Effects of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on target and nontarget organisms: a review of laboratory and field experiments. *Biocontrol Science and Technology* 10:517-561.
- Boisvert, M., J. Boisvert & A. Aubin, 2002. Influence of stream profile and abiotic factors on the performance and residual dosages of two commercial formulations of *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* during a 2-year experiment. *Biocontrol Science and Technology* 12(1) doi:10.1080/09583150120110635.
- Boussiba, S., X.-Q. Wu, E. Ben-Dov, A. Zarka & A. Zaritsky, 2000. Nitrogen-fixing cyanobacteria as gene delivery system for expressing mosquitocidal toxins of *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis*. *J Appl Phycol* 12:461-467.
- Boyce, R., A. Lenhart, A. Kroeger, R. Velayudhan, B. Roberts & O. Horstick, 2013. *Bacillus thuringiensis israelensis* (Bti) for the control of dengue vectors: systematic literature review. *Tropical Medicine & International Health* 18:564-577.
- Boyer, S., M. Paris, S. Jegou, G. Lemperiere & P. Ravanel, 2012. Influence of insecticide *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* treatments on resistance and enzyme activities in *Aedes rusticus* larvae (Diptera: Culicidae). *Biological Control* 62:75-81.
- Boyer, S., M. Tilquin & P. Ravanel, 2007. Differential sensitivity to *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* and temephos in field mosquito populations of *Ochlerotatus cataphylla* (Diptera : Culicidae): Toward resistance? *Environmental Toxicology and Chemistry* 26:157-162.
- Bravo, A., S. Gill & M. Soberon, 2006. Mode of action of *Bacillus thuringiensis* Cry and Cyt toxins and their potential for insect control. *Toxicon : official journal of the International Society on Toxinology* 49(4):423-435.
- Breeland, S. G. & J. A. J. Mulrennan, 1983. Florida mosquito control. *Pest Control* 51:16-24.
- Brown, M. D., J. Carter, T. M. Watson, P. Thomas, G. Santaguiliana, D. M. Purdie & B. H. Kay, 2001. Evaluation of liquid *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* products for control of Australian *Aedes arbovirus* vectors. *Journal of the American Mosquito Control Association* 17(1):8-12.

LITERATUR

- Brown, M. D., D. Thomas & B. H. Kay, 1998a. Acute toxicity of selected pesticides to the pacific Blue-eye, *Pseudomugil signifer* (Pisces). *J Am Mosq Contr Ass* 14:463-466.
- Brown, M. D., D. Thomas, P. Mason, J. G. Greenwood & B. H. Kay, 1999. Laboratory and field evaluation of the efficacy of four insecticides for *Aedes vigilax* (Diptera : Culicidae) and toxicity to the nontarget shrimp *Leander tenuicornis* (Decapoda : Palaemonidae). *Journal of Economic Entomology* 92:1045-1051.
- Brown, M. D., D. Thomas, K. Watson & B. H. Kay, 1998b. Laboratory and field evaluation of efficacy of VectoBac 12AS against *Culex sitiens* (Diptera: Culicidae) larvae. *J Am Mosq Control Assoc* 14:183-185.
- Butler, D., 2012. Europe on alert for flying invader. *Nature* 489:187-188.
- Cao, C. W., L. L. Sun, R. R. Wen, X. P. Li, H. Q. Wu & Z. Y. Wang, 2012. Toxicity and affecting factors of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on *Chironomus kiiensis* larvae. *Journal of insect science (Online)* 12:1-8 doi:10.1673/031.012.12601.
- Caquet, T., M. Roucaute, P. Le Goff & L. Lagadic, 2011. Effects of repeated field applications of two formulations of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on non-target saltmarsh invertebrates in Atlantic coastal wetlands. *Ecotoxicology and environmental safety* 74:1122-1130.
- Car, M. & F. C. de Moor, 1984. The response of Vaal River drift and benthos to *Simulium* (Diptera: Nematocera) control using *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (H-14). *Onderstepoort Journal of Veterinary Research* 51:155-160.
- Carron, A., C. Duchet, B. Gaven & C. Lagneau, 2003. An easy field method for estimating the abundance of culicid larval instars. *Journal of the American Mosquito Control Association* 19:353-360.
- Charbonneau, C. S., R. D. Drobney & C. F. Rabeni, 1994. Effects of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on nontarget benthic organisms in a lentic habitat and factors affecting the efficacy of the larvicide. *Environmental Toxicology and Chemistry* 13(2):267-279.
- Chilcott, C. N., B. H. Knowles, D. J. Ellar & F. A. Drobniowski, 1990. Mechanism of Action of *Bacillus thuringiensis israelensis* Parasporal Body. In de Barjac, H. & D. J. Sutherland (eds) *Bacterial Control of Mosquitoes & Black Flies: Biochemistry, Genetics & Applications of Bacillus thuringiensis israelensis and Bacillus sphaericus*. Springer Netherlands, Dordrecht, 45-65.
- Colbo, M. H. & A. H. Undeen, 1980. Effect of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on non-target insects in stream trials for control of Simuliidae. *Mosquito News* 40:368-371.
- Coombs, R. M., B. N. Dancer, D. H. Davies, J. Houston & M. A. Learner, 1991. The use of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* to control the nuisance fly *Sylvicola fenestralis* (Anisopodidae) in sewage filter beds. *Water Research* 25(5):605-611 doi:http://dx.doi.org/10.1016/0043-1354(91)90133-B.
- Cox, C. & M. Sorgan, 2006. Unidentified inert ingredients in pesticides: implications for human and environmental health. *Environ Health Perspect* 114(12):1803-6.
- Craggs, R., L. Golding, S. Clearwater, L. Susarla & W. Donovan, 2005. Control of chironomid midge larvae in wastewater stabilisation ponds: Comparison of five compounds. *Water Science and Technology* 51(12):191-199.

LITERATUR

Crickmore, N., D. R. Zeigler, J. Feitelson, E. Schnepf, J. Van Rie, D. Lereclus, J. Baum & D. H. Dean, 1998. Revision of the Nomenclature for the *Bacillus thuringiensis* Pesticidal Crystal Proteins. *Microbiology and Molecular Biology Reviews* 62(3):807–813.

da Cunha de Araújo-Coutinho, C. J. P., A. de Barros Pinto Viviani Cunha, N. M. Serra-Freire & R. P. de Mello, 2003. Evaluation of the impact of *Bacillus thuringiensis* serovar israelensis and Temephos, used for the control of *Simulium* (*Chirostilbia*) *pertinax* Kollar, 1832 (Diptera, Simuliidae) on the associated entomofauna, Paraty, State of Rio de Janeiro, Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 98(5):697-702.

Dahl, C. & L. T. Nielsen, 1993. Hochalpine Stechmücken aus Österreich (Diptera: Culicidae). *Entomol Gener* 18(3/4):197-200.

De Barjac, H., 1978. Une nouvelle variété de *Bacillus thuringiensis* très toxique pour les moustiques: *B. thuringiensis* var. *israelensis* sérotype 14. *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences (Paris)* 286:797-800.

de Melo-Santos, M. A., E. G. Sanches, F. J. de Jesus & L. Regis, 2001. Evaluation of a new tablet formulation based on *Bacillus thuringiensis* serovar. *israelensis* for larvicidal control of *Aedes aegypti*. *Mem Inst Oswaldo Cruz Rio de J* 96:859-860.

de Moor, F. C. & M. Car, 1986. A field evaluation of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* as a biological control agent for *Simulium chutteri* (Diptera: Nematocera) in the middle Orange River. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research* 53:43-50.

De Respinis, S., A. Demarta, N. Patocchi, P. Luthy, R. Peduzzi & M. Tonolla, 2006. Molecular identification of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* to trace its fate after application as a biological insecticide in wetland ecosystems. *Lett Appl Microbiol* 43(5):495-501 doi:10.1111/j.1472-765X.2006.01999.x.

Dejoux, C., F. M. Gibon & L. Yameogo, 1985. Toxicité pour la faune non-cible de quelques insecticides nouveaux utilisés en milieu aquatique tropical. Partie 4, Le *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* H-14. *Rev d'Hydrobiol Trop* 18:31-49.

Dickinson, K. & S. Paskewitz, 2012. Willingness to pay for mosquito control: How important is West Nile Virus risk compared to the nuisance of mosquitoes? *Vector-Borne and Zoonotic Diseases* 12:886-892.

Duchet, C., M. A. Coutellec, E. Franquet, C. Lagneau & L. Lagadic, 2010. Population-level effects of spinosad and *Bacillus thuringiensis israelensis* in *Daphnia pulex* and *Daphnia magna*: comparison of laboratory and field microcosm exposure conditions. *Ecotoxicology* 19(7):1224-37 doi:10.1007/s10646-010-0507-y.

Duchet, C., E. Franquet, L. Lagadic & C. Lagneau, 2015. Effects of *Bacillus thuringiensis israelensis* and spinosad on adult emergence of the non-biting midges *Polypedilum nubifer* (Skuse) and *Tanytarsus curticornis* Kieffer (Diptera: Chironomidae) in coastal wetlands. *Ecotoxicology and environmental safety* 115:272-278.

Duchet, C., M. Larroque, T. Caquet, E. Franquet, C. Lagneau & L. Lagadic, 2008. Effects of spinosad and *Bacillus thuringiensis israelensis* on a natural population of *Daphnia pulex* in field microcosms. *Chemosphere* 74(1):70-7 doi:10.1016/j.chemosphere.2008.09.024.

Duguma, D., M. W. Hall, P. Rugman-Jones, R. Stouthamer, J. D. Neufeld & W. E. Walton, 2015. Microbial communities and nutrient dynamics in experimental microcosms are altered after the application of a high dose of Bti. *Journal of Applied Ecology* 52(3) doi:10.1111/1365-2664.12422.

LITERATUR

- Eder, E. & I. Schönbrunner, 2010. Toxicity of *Bacillus thuringiensis israelensis* on the nontarget organisms *Triops cancriformis*, *Branchipus schaefferi*, *Leptestheria dahalacensis* (Crustacea: Branchiopoda: Notostraca, Anostraca, Spinicaudata). *The Open Environmental Pollution & Toxicology Journal* 2:16-20.
- Erickson, R. A., K. Hayhoe, S. M. Presley, L. J. S. Allen, K. R. Long & S. B. Cox, 2012. Potential impacts of climate change on the ecology of dengue and its mosquito vector the Asian tiger mosquito (*Aedes albopictus*). *Environmental Research Letters* 7:034003.
- Europäische Kommission, 1998. Richtlinie 98/8/EG des Europäischen Parlaments und des Rates vom 16. Februar 1998 über das Inverkehrbringen von Biozid-Produkten. vol Europäisches Parlament und Rat der Europäischen Union. Luxembourg.
- Europäische Kommission, 2011. Richtlinie 201/78/EU der Kommission vom 20. September 2011 zur Änderung der Richtlinie 98/8/EG des Europäischen Parlaments und des Rates zwecks Aufnahme des Wirkstoffs *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* Serotyp H14, Stamm AM65-52 in Anhang I. Brussels.
- Europäische Kommission, 2015. Durchführungsverordnung (EU) 2015/405 der Kommission vom 11. März 2015 zur Genehmigung von *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* Serotyp H14, Stamm SA3A als Wirkstoff zur Verwendung in Biozidprodukten der Produktart 18.
- Fauna Europaea, 2015. Culicidae. In. http://fauna.naturkundemuseum-berlin.de/full_results.php?id=11650 Accessed 16.09.2016.
- Fayolle, S., C. Bertrand, M. Logez & E. Franquet, 2016. Corrigendum: Does mosquito control by Bti spraying affect the phytoplankton community? A 5-year study in Camargue temporary wetlands (France). *Annales de Limnologie - International Journal of Limnology* 52:1-11.
- Federici, B. A., H. W. Park & D. K. Bideshi, 2010. Overview of the basic biology of *Bacillus thuringiensis* with emphasis on genetic engineering of bacterial larvicides for mosquito control. *Open Toxinol J* 3:83-100.
- Federici, B. A., H. W. Park, D. K. Bideshi, M. C. Wirth & J. J. Johnson, 2003. Recombinant bacteria for mosquito contro. *J Exp Biol* 206:3877-3885.
- Federici, B. A., H. W. Park, D. K. Bideshi, M. C. Wirth, J. J. Johnson, Y. Sakano & M. Tang, 2007. Developing recombinant bacteria for control of mosquito larvae. *J Am Mosq Control Assoc* 23(2 Suppl):164-75 doi:10.2987/8756-971x(2007)23[164:drbfco]2.0.co;2.
- Ferre, J. & J. Van Rie, 2002. Biochemistry and genetics of insect resistance to *Bacillus thuringiensis*. *Annu Rev Entomol* 47:501-33 doi:10.1146/annurev.ento.47.091201.145234.
- Ferreira, L. M. & M. H. Neves Lobo Silva-Filha, 2013. Bacterial larvicides for vector control: mode of action of toxins and implications for resistance. *Biocontrol Science and Technology* 23:1137-1168.
- Fillinger, U., B. G. J. Knols & N. Becker, 2003. Efficacy and efficiency of new *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* and *Bacillus sphaericus* formulations against Afrotropical anophelines in Western Kenya. *Tropical Medicine and International Health* 8(1):37-47.
- Fillinger, U. & S. Lindsay, 2011. Larval source management for malaria control in Africa: myths and reality. *Malaria Journal* 10(1):353 doi:10.1186/1475-2875-10-353.
- Tagesanzeiger (<http://www.tagesanzeiger.ch/ausland/amerika/Der-Muecke-den-Krieg-erklaert/story/31702609>). Der Mücke den Krieg erklärt.

LITERATUR

- Fischer, D., S. M. Thomas, M. Neteler, N. B. Tjaden & C. Beierkuhnlein, 2014. Climatic suitability of *Aedes albopictus* in Europe referring to climate change projections: comparison of mechanistic and correlative niche modelling approaches. *Euro surveillance : bulletin Europeen sur les maladies transmissibles = European communicable disease bulletin* 19(6).
- Florida Coordinating Council on Mosquito Control, 1998. Florida Mosquito Control: The state of the mission as defined by mosquito controllers, regulators, and environmental managers. University of Florida, Vero Beach, FL, USA.
- Forcada, C., E. Alcacer, M. D. Garcera, A. Tato & R. Martinez, 1999. Resistance to *Bacillus thuringiensis* Cry1Ac toxin in three strains of *Heliothis virescens*: proteolytic and SEM study of the larval midgut. *Arch Insect Biochem Physiol* 42:51–63.
- Fortin, C., D. Lapointe & G. Charpentier, 1986. Susceptibility of brook trout (*Salvelinus fontinalis*) fry to a liquid formulation of *Bacillus thuringiensis* serovar. israelensis (Teknar®) used for blackfly control. *Can J Fish Aquat Sci* 43:1667-1670.
- Fourcy, D., A. Jumel, M. Heydorff & L. Lagadic, 2002. Esterases as biomarkers in *Nereis* (*Hediste*) *diversicolor* exposed to temephos and *Bacillus thuringiensis* var. israelensis used for mosquito control in coastal wetlands of Morbihan (Brittany, France). *Marine Environmental Research* 54:755-759.
- Fry-O'Brien, L. L. & M. S. Mulla, 1996. Effect of tadpole shrimp, *Triops longicaudatus*, (Notostraca: Triopsidae), on the efficacy of the microbial control agent *Bacillus thuringiensis* var. israelensis in experimental microcosms. *J Am Mosq Control Assoc* 12(1):33-8.
- Fusco, R., 1996. Evaluation of VectoBac 12AS against *Psychoda alternata* in a Pennsylvania sewer treatment plant utilising plastic media trickling filters. unpubl. report, Valent BioSciences report number 1996RFUSC245.
- Gahan, L. J., F. Gould & D. G. Heckel, 2001. Identification of a gene associated with Bt resistance in *Heliothis virescens*. *Science* 293(5531):857-60 doi:10.1126/science.1060949.
- Garcia, R., B. Desrochers & W. Tozer 1980. Studies on the toxicity of *Bacillus thuringiensis* var. israelensis against organisms found in association with mosquito larvae. *Proc & Papers Calif Mosq Vector Contr Ass* 48:33-36.
- GDG Environment, 2014. Everything you should know about Bti, Trois-Rivières, QC, Canada.
- GEBL, 2016. Gelsenbekaempfung Leithaauen. In. <http://www.gelsenbekaempfung-leithaauen.at/> Accessed 22.09.2016.
- Geisbühler, Y., Kannady, K., Chaki, P. P., Emidi, B. & a. N. J. Govella, 2009. Microbial larvicide application by a large-scale, community-based program reduces malaria infection prevalence in urban Dar Es Salaam, Tanzania. *PLoS ONE* 4(3):e5107 doi:10.1371/journal.pone.0005107.
- Georghiou, G. P. & M. C. Wirth, 1997. Influence of exposure to single versus multiple toxins of *Bacillus thuringiensis* subsp. israelensis on development of resistance in the mosquito *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae). *Applied and Environment Microbiology* 63:1095-1101.
- Gharib, A. H. & W. L. Hilsenhoff, 1988. Efficacy of two formulations of *Bacillus thuringiensis* var. israelensis (H-14) against *Aedes vexans* and safety to non-target macroinvertebrates. *Journal of the American Mosquito Control Association* 4:252-255.

LITERATUR

- Gibbs, K. E., F. C. Brautigam, C. S. Stubbs & L. M. Zibilske, 1986. Experimental applications of B.t.i. for larval blackfly control: Persistence and downstream carry, efficacy, impact on non-target invertebrates and fish feeding. *Maine Life Sci Agr Exp Station Techn Bull* 123:1-25.
- Giberson, D. J., B. Bilyj & N. Burgess, 2001. Species diversity and emergence patterns of Nematocerous flies (Insecta: Diptera) from three coastal salt marshes in Prince Edward Island, Canada. *Estuaries* 24:862-874.
- Githeko, A. K., S. W. Lindsay, U. E. Confalonieri & J. A. Patz, 2000. Climate change and vector-borne diseases: a regional analysis. *Bulletin of the World Health Organization* 78(9):1136-47.
- Glare, T. R. & M. O'Callaghan, 1998. Report for the Ministry of Health Environmental and health impacts of *Bacillus thuringiensis israelensis*.
- Goldberg, L. J. & J. Margalit, 1977. A bacterial spore demonstrating rapid larvicidal activity against *Anopheles sergentii*, *Uranotaenia unguiculata*, *Culex univittatus*, *Aedes aegyptis* and *Culex pipiens*. *Mosquito News* 37:355-358.
- Goldman, I. F., J. Arnold & B. C. Carlton, 1986. Selection for resistance to *Bacillus thuringiensis* subspecies *israelensis* in field and laboratory populations of the mosquito *Aedes aegypti*. *Journal of Invertebrate Pathology* 47:317-324.
- Gonsalves, L., B. Law, C. Webb & V. Monamy, 2013. Foraging ranges of insectivorous bats shift relative to changes in mosquito abundance. *Plos One* 8(5):e64081 doi:10.1371/journal.pone.0064081.
- Gray, E. W., A. Fusco, C. Royals, R. Noblet & R. D. Wyatt, 2011. Field evaluation of Bactimos Pt against chironomid midge (Diptera: Chironomidae) larvae in residential ponds. *Journal of the American Mosquito Control Association* 27(2):173-176 doi:http://dx.doi.org/10.2987/10-6104.1.
- Griego, V. M. & K. D. Spence, 1978. Inactivation of *Bacillus thuringiensis* spores by ultraviolet and visible light. *Applied and environmental microbiology* 35(5):906-910.
- Grooters, A. M., 2003. Pythiosis, lagenidiosis, and zygomycosis in small animals. *The Veterinary clinics of North America Small animal practice* 33(4):695-720, v.
- Gruber, C. & M. Konrad, 2015. Das Schnaken-Business. In. <http://www.rheinpfalz.de/lokal/artikel/das-schnaken-business/> Accessed 16.09.2016.
- Guidi, V., A. Lehner, P. Lüthy & M. Tonolla, 2013. Dynamics of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* and *Lysinibacillus sphaericus* spores in urban catch basins after simultaneous application against mosquito larvae. *PLoS One* 8(2):e55658 doi:10.1371/journal.pone.0055658.
- Guillet, P., D. C. Kurtak, B. Philippon & R. Meyer, 1990. Use of *Bacillus thuringiensis israelensis* for onchocerciasis control in West Africa. In de Barjac, H. & D. Sutherland (eds) *Bacterial Control of Mosquitoes and Black Flies: Biochemistry, Genetics, and Applications of Bacillus thuringiensis israelensis and Bacillus sphaericus*. Rutgers Univ. Press, New Brunswick, 187-201.
- Gunasekaran, K., P. S. Doss & K. Vaidyanathan, 2004. Laboratory and field evaluation of Teknar HP-D, a biolarvicidal formulation of *Bacillus thuringiensis* ssp. *israelensis*, against mosquito vectors. *Acta Trop* 92(2):109-18 doi:10.1016/j.actatropica.2004.04.008.

Süddeutsche Zeitung (<http://www.sueddeutsche.de/muenchen/starnberg/methoden-zur-bekaempfung-der-mueckenkrieg-am-starnberger-see-1.1106825>). Der Mückenkrieg am Starnberger See.

Hajajj, M., A. Carron, J. Deleuze, B. Gaven, M.-L. Setier-Rio, G. Vigo, I. Thiéry, C. Nielsen-LeRoux & C. Lagneau, 2005. Low Persistence of *Bacillus thuringiensis* Serovar *israelensis* Spores in Four Mosquito Biotopes of a Salt Marsh in Southern France. *Microbial Ecology* 50(4):475-487 doi:10.1007/s00248-005-0247-3.

Hallmon, C. F., E. T. Schreiber, T. Vo & A. Bloomquist, 2000. Field trials of three concentrations of Laginex as biological larvicide compared to Vectobac-12AS as a biocontrol agent for *Culex quinquefasciatus*. *J Am Mosq Control Assoc* 16(1):5-8.

Hanowski, J. M., G. J. Niemi, A. R. Lima & R. R. Regal, 1997. Do mosquito control treatments of wetlands affect red-winged blackbird (*Agelaius phoeniceus*) growth, reproduction, or behavior? *Environmental Toxicology and Chemistry* 16(5):1014-1019.

Hassanain, M. A., M. F. el Garhy, F. A. Abdel-Ghaffar, A. el-Sharaby & K. N. Abdel Megeed, 1997. Biological control studies of soft and hard ticks in Egypt. I. The effect of *Bacillus thuringiensis* varieties on soft and hard ticks (ixodidae). *Parasitol Res* 83(3):209-13.

Hassl, A., 2008. Das Wechselfieber in der römischen Antike. *Forum Archaeologiae* (<http://farchnet>) 47(VI):1-7.

Healy, K., G. Hamilton, T. Crepeau, S. Healy, I. Unlu, A. Farajollahi & D. M. Fonseca, 2014. Integrating the public in mosquito management: active education by community peers can lead to significant reduction in peridomestic container mosquito habitats. *PLoS one* 9(9):e108504 doi:10.1371/journal.pone.0108504.

Heimpel, A. M., 1967. A critical review of *Bacillus thuringiensis* var. *thuringiensis* Berliner and other crystalliferous bacteria. *Annu Rev Entomol* 12:287-322.

Hershey, A. E., A. R. Lima, G. J. Niemi & R. r. Regal, 1998. Effects of *Bacillus thuringiensis israelensis* (Bti) and methoprene on nontarget macroinvertebrates in Minnesota wetlands. *Ecol Appl* 8(1):41-60.

Hirsch, H. & N. Becker, 2009. Cost-benefit analysis of mosquito control operations based on microbial control agents in the upper Rhine valley (Germany). *European Mosquito Bulletin* 27:47-55.

Holder, P., S. George, M. Disbury, M. Singe, J. M. Kean & A. McFadden, 2010. A Biosecurity Response to *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) in Auckland, New Zealand. *Journal of Medical Entomology* 47(4):600-609 doi:10.1603/ME09111.

Hongyu, Z. Y., C. J. Yang, J. Y. Huang & L. Lu, 2004. Susceptibility of field populations of *Anopheles sinensis* (Diptera : Culicidae) to *Bacillus thuringiensis* subsp *israelensis*. *Biocontrol Science and Technology* 14:321-325.

Hughes, P. A., M. M. Stevens, H.-W. Park, B. A. Federici, E. S. Dennisa & R. Akhurst, 2005. Response of larval *Chironomus tepperi* (Diptera: Chironomidae) to individual *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* toxins and toxin mixtures. *Journal of Invertebrate Pathology* 88:34-39.

Ibrahim, M. A., N. Griko, M. Junker & L. A. Bulla, 2010. *Bacillus thuringiensis*. *Bioengineered Bugs* 1(1):31-50 doi:10.4161/bbug.1.1.10519.

LITERATUR

- Ignoffo, C. M., T. L. Couch, C. Garcia & M. J. Kroha, 1981. Relative activity of *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* and *B. thuringiensis* var. *israelensis* against larvae of *Aedes aegypti*, *Culex quinquefasciatus*, *Trichoplusia ni*, *Heliethis zea*, and *Heliethis virescens*. *J Econ Entomol* 74(2):218-22.
- Jackson, J. K., R. J. Horwitz & B. W. Sweeney, 2002. Effects of *Bacillus thuringiensis israelensis* on black flies and non target macroinvertebrates and fish in a large river. *Trans Am Fish Soc* 131:910-930.
- Jackson, J. K., B. W. Sweeney, T. L. Bott, J. D. Newbold & L. A. Kaplan, 1994. Transport of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* and its effect on drift and benthic densities of nontarget macroinvertebrates in the Susquehanna River, Northern Pennsylvania. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 51(2):295-314 doi:10.1139/f94-031.
- Jakob, C. & B. Poulin, 2016. Indirect effects of mosquito control using Bti on dragonflies and damselflies (Odonata) in the Camargue. *The Royal Entomological Society(Insect Conservation and Diversity)*:9 doi:10.1111/icad.12155.
- Jansen, C. C. & N. W. Beebe, 2010. The dengue vector *Aedes aegypti*: what comes next. *Microbes and infection / Institut Pasteur* 12(4):272-9 doi:10.1016/j.micinf.2009.12.011.
- Jeong, K. Y., H.-Y. Yum, I. Y. Lee, H. I. Ree, C. S. Hong, D. S. Kim & T. S. Yong, 2004. Molecular cloning and characterization of tropomyosin, a major allergen of *Chironomus kiiensis*, a dominant species of non-biting midges in Korea. *Clinical and Diagnostic Laboratory Immunology* 11:320-324.
- Joung, K.-B. & J.-C. Coté, 2000. A review of the environmental impacts of the microbial insecticide *Bacillus thuringiensis*. *Technical Bulletin* 29:1-16.
- Kamgang, B., S. Marcombe, F. Chandre, E. Nchoutpouen, P. Nwane, J. Etang, V. Corbel & C. Paupy, 2011. Insecticide susceptibility of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus* in Central Africa. *Parasit Vectors* 4 doi:10.1186/1756-3305-4-79.
- Kandyata, A., K. Mbata, C. Shinondo, C. Katongo, R. Kamuliwo, F. Nyirenda, J. Chanda & E. Chanda, 2012. Impacts of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* and *Bacillus sphaericus* insect larvicides on mosquito larval densities in Lusaka, Zambia. *Medical Journal of Zambia* 39(4).
- Karch, S. & Y. Delage, 2005. Efficacy of *Bacillus thuringiensis* H14 against chironomid *Paratanytarsus grimmii* in a drinking-water supply system in the Paris area. *European Mosquito Bulletin* 20:3-5.
- Karch, S., Z. A. Manzambi & J. J. Salaun, 1991. Field trials with Vectolex (*Bacillus sphaericus*) and Vectobac (*Bacillus thuringiensis* (H-14) against *Anopheles gambiae* and *Culex quinquefasciatus* breeding in Zaire. *J Am Mosq Control Assoc* 7.
- Kästel, A., S. Allgeier & C. A. Brühl, 2017. Decreasing *Bacillus thuringiensis israelensis* sensitivity of *Chironomus riparius* larvae with age indicates potential environmental risk for mosquito control. *Scientific reports* 7(1):13565 doi:10.1038/s41598-017-14019-2.
- KEMI, 2015. Product Assessment Report related to product authorisation under regulation (EU) No 528/2012: VectoBac G and VectoBac GR. Kemikalieinspektionen, Swedish Chemicals Agency, Sundbyberg, Sweden.
- Khawaled, K., E. Ben-Dov, A. Zaritsky & Z. Barak, 1990. The fate of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* in *B. thuringiensis* var. *israelensis*-killed pupae. *J Invertebr Pathol* 56:312-316.

LITERATUR

- Kondo, S., M. Ohba & T. Ishii, 1995. Comparative susceptibility of chironomid larvae (Dipt., Chironomidae) to *Bacillus thuringiensis* serovar *israelensis* with special reference to altered susceptibility due to food difference. *Journal of Applied Entomology* 119(1-5):123-125 doi:10.1111/j.1439-0418.1995.tb01256.x.
- Koskella, J. & G. Stotzky, 2002. Larvicidal toxins from *Bacillus thuringiensis* subspp. *kurstaki*, *morrisoni* (strain *tenebrionis*), and *israelensis* have no microbicidal or microbiostatic activity against selected bacteria, fungi, and algae in vitro. *Canadian journal of microbiology* 48(3):262-7.
- Kreuzinger, N., M. Clara, B. Strenn & B. Vogel, 2004. Investigations on the behaviour of selected pharmaceuticals in the groundwater after infiltration of treated wastewater. *Wat Sci Technol* 50(2):221-228.
- Krieg, A. & G. A. Langenbruch, 1981. Susceptibility of arthropod species to *Bacillus thuringiensis*. In Burges, H. D. (ed) *Microbial control of pests and plant diseases, 1970-1980*. Academic Press, New York, 837-896.
- Kucińska, J., E. Lonc & K. Rydzanicz, 2003. Transgenic bioinsecticides inimical to parasites, but imical to environment [Article in Polish]. *Wiad Parazytol* 49(1):11-20.
- Lacey, L. A., 2007. *Bacillus thuringiensis* serovariety *israelensis* and *Bacillus sphaericus* for mosquito control. *Journal of the American Mosquito Control Association* 23:133-163 doi:10.2987/8756-971x(2007)23[133:btsiab]2.0.co;2.
- Lacey, L. A. & R. W. Merritt, 2003. The safety of bacterial microbial agents used for black fly and mosquito control in aquatic environments. In Hokkanen, H. M. T. & A. E. Hajek (eds) *Environmental Impacts of Microbial Insecticides: Need and Methods for Risk Assessment*. Springer Netherlands, Dordrecht, 151-168.
- Lacey, L. A. & J. P. Siegel, 2000. Safety and ecotoxicology of entomopathogenic bacteria. In Charles, J.-F., A. Delécluse & C. Nielsen-LeRoux (eds) *Entomopathogenic Bacteria*. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, pp. 253-273.
- Lagadic, L., M. Roucaute & T. Caquet, 2013. Bti sprays do not adversely affect non-target aquatic invertebrates in French Atlantic coastal wetlands. *J Appl Ecol* doi:10.1111/1365-2664.12165.
- Lagadic, L., R. B. Schäfer, M. Roucaute, E. Szöcs, S. Chouin, J. de Maupéou, C. Duchet, E. Franquet, B. Le Hunsec, C. Bertrand, S. Fayolle, B. Francés, Y. Rozier, R. Foussadier, J.-B. Santoni & C. Lagneau, 2016. No association between the use of Bti for mosquito control and the dynamics of non-target aquatic invertebrates in French coastal and continental wetlands. *Science of The Total Environment* 553:486-494.
- Lajmanovich, R. C., C. M. Junges, M. C. Cabagna-Zenklusen, A. M. Attademo, P. M. Peltzer, M. Maglianese, V. E. Marquez & A. J. Beccaria, 2015. Toxicity of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* in aqueous suspension on the South American common frog *Leptodactylus latrans* (Anura: Leptodactylidae) tadpoles. *Environmental research* 136:205-12 doi:10.1016/j.envres.2014.10.022.
- Land, M. & M. Miljand, 2014. Biological control of mosquitoes using *Bacillus thuringiensis israelensis*: a pilot study of effects on target organisms, non-target organisms and humans. *Mistra EviEM Pilot Study PS4* (www.eviem.se), Stockholm.
- Larget, I., 1981. Étude de la rémanence de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*. *Revue Générale de Botanique* 88:33-42.

LITERATUR

- Lawler, S. P., D. A. Dritz & T. Jensen, 2000. Effects of sustained-release methoprene and a combined formulation of liquid methoprene and *Bacillus thuringiensis israelensis* on insects in salt marshes. *Arch Environ Contam Toxicol* 39(2):177-82.
- Lebrun, P. & P. Vlayen, 1981. Etude de la bioactivité comparée et des effets secondaires de *Bacillus thuringiensis* H 14. *Zeitschrift für Angewandte Entomologie* 91(1-5):15-25 doi:10.1111/j.1439-0418.1981.tb04447.x.
- Lee, L., D. Saxena & G. Stotzky, 2003. Activity of free and clay-bound insecticidal proteins from *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* against the mosquito, *Culex pipiens*. *Appl Environ Microbiol* 69:4111-4115.
- Lei, P., W. M. Zhao, S. Y. Yang, J. S. Zhang & L. J. Liu, 2005. Impact of environmental factors on the toxicity of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* IPS82 to *Chironomus kiiensis*. *J Am Mosq Control Assoc* 21(1):59-63 doi:10.2987/8756-971x(2005)21[59:ioefot]2.0.co;2.
- Liber, K., K. L. Schmude & D. M. Rau, 1998. Toxicity of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* to chironomids in pond mesocosms. *Ecotoxicology* 7:343-354.
- Likitvivanavong, S., J. Chen, J. Bravo, M. Soberó & S. S. Gill, 2011. Cadherin, alkaline phosphatase, and aminopeptidase N as receptors of Cry11Ba toxin from *Bacillus thuringiensis* subsp. *jegathesan* in *Aedes aegypti*. *Applied and environmental microbiology* 77(1):24-31 doi:10.1128/AEM.01852-10.
- Loke, S. R., W. A. Andy-Tan, S. Benjamin, H. L. Lee & M. Sofian-Azirun, 2010. Susceptibility of field-collected *Aedes aegypti* (L.) (Diptera: Culicidae) to *Bacillus thuringiensis israelensis* and temephos. *Trop Biomed* 27:493-503.
- Lowe, T. P. & T. D. Hershberger, 2004. Susceptibility of the leaf-eating beetle, *Galerucella californiensis*, a biological control agent for purple loosestrife (*Lythrum salicaria*), to three mosquito control larvicides. *Environ Toxicol Chem* 23(7):1662-71.
- Lundström, J. O., 1999. Mosquito-borne viruses in Western Europe: a review. *Journal of Vector Ecology* 24:1-39.
- Lundström, J. O., M. L. Schäfer, E. Petersson, T. Z. Persson Vinnersten, J. Landin & Y. Brodin, 2009. Production of wetland Chironomidae (Diptera) and the effects of using *Bacillus thuringiensis israelensis* for mosquito control. *Bulletin of Entomological Research* 100(1):117-125 doi:10.1017/S0007485309990137.
- Lysyk, T. J., L. D. Kalischuk-Tymensen, K. Rochon & L. B. Selinger, 2010. Activity of *Bacillus thuringiensis* isolates against immature horn fly and stable fly (Diptera: Muscidae). *J Econ Entomol* 103(3):1019-1029.
- Mahmood, F., 1998. Laboratory bioassay to compare susceptibilities of *Aedes aegypti* and *Anopheles albimanus* to *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* as affected by their feeding rates. *Am Mosq Control Assoc* 14:69-71.
- Majori, G., A. Ali & G. Sabatinelli, 1987. Laboratory and field efficacy of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* and *Bacillus sphaericus* against *Anopheles gambiae* s. l. and *Culex quinquefasciatus* in Ouagadougou, Burkina Faso. *Journal of the American Mosquito Control Association* 3(1).
- Malone, L. A., E. P. J. Burgess & D. Stefanovic, 1999. Effects of a *Bacillus thuringiensis* toxin, two *Bacillus thuringiensis* biopesticide formulations, and a soybean trypsin inhibitor on honey bee (*Apis mellifera* L.) survival and food consumption. *Apidologie* 30:465-473.

LITERATUR

- Manasherob, R., E. Ben-Dov, X. Wu, S. Boussiba & A. Zaritsky, 2002. Protection from UV-B damage of mosquito larvicidal toxins from *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* expressed in *Anabaena* PCC 7120. *Curr Microbiol* 45:217-220.
- Mansouri, M., F. Bendali-Saoudi, D. Benhamed & N. Soltani, 2013. Effect of *Bacillus thuringiensis* var *israelensis* against *Culex pipiens* (Insecta: Culicidae). Effect of Bti on two non-target species *Eylais hamata* (Acari: Hydrachnidia) and *Physa marmorata* (Gastropoda: physidae) and Dosage of their GST biomarker. *Annals of Biological Research* 4(11):85.
- Marina, C. F., J. G. Bond, J. Muñoz, J. Valle, R. Novelo-Gutiérrez & T. Williams, 2014. Efficacy and non-target impact of spinosad, Bti and temephos larvicides for control of *Anopheles* spp. in an endemic malaria region of southern Mexico. *Parasites & Vectors* 7:55-55 doi:10.1186/1756-3305-7-55.
- Martin, P. & R. Travers, 1989. Worldwide abundance and distribution of *Bacillus thuringiensis* isolates. *Applied and environmental microbiology* 55(10):2437-2442.
- Meadows, J. A. N., S. S. Gill & L. W. Bone, 1990. *Bacillus thuringiensis* strains affect population growth of the free-living nematode *Turbatrix aceti*. *Invertebrate Reproduction & Development* 17(1):73-76 doi:10.1080/07924259.1990.9672090.
- Medlock, J. M., K. M. Hansford, F. Schaffner, V. Versteirt, G. Hendrickx, H. Zeller & W. V. Bortel, 2012. A review of the invasive mosquitoes in Europe: Ecology, public health risks, and control options. *Vector Borne and Zoonotic Diseases* 12(6):435-447 doi:10.1089/vbz.2011.0814.
- Merritt, R. W., E. D. Walker, M. A. Wilzbach, K. W. Cummins & W. T. Morgan, 1989. A broad evaluation of B.t.i. for black fly (Diptera: Simuliidae) control in a Michigan river: efficacy, carry, and nontarget effects on invertebrates and fish. *Journal of the American Mosquito Control Association* 5:397-415.
- Merritt, R. W., M. S. Wipfli & R. Wotton, 1991. Changes in feeding habits of selected nontarget aquatic insects in response to live and *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* de Barjac-killed black fly larvae (Diptera: Simuliidae). *Canadian Entomologist* 123:179-185.
- Milam, C. D., J. L. Farris & J. D. Wilhide, 2000. Evaluating mosquito control pesticides for effect on target and nontarget organisms. *Arch Environ Contam Toxicol* 39(3):324-8.
- Minnesota Department of Health, 1999. Metropolitan Mosquito Control District. A Program Evaluation Report. Office of the Legislative Auditor, State of Minnesota, Saint Paul, Minnesota.
- Mittal, P. K., 2003. Biolarvicides in vector control : challenges and prospects. *J Vect Borne Dis* 40:20–32.
- Miura, T., R. M. Takahashi & F. S. I. Mulligan, 1980. Effects of the bacterial mosquito larvicide, *Bacillus thuringiensis* serotype H-14 on selected aquatic organisms. *Mosquito News* 40:619-622.
- Molloy, D. P., 1992. Impact of the black fly (Diptera: Simuliidae) control agent *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on chironomids (Diptera: Chironomidae) and other nontarget insects: results of ten field trials. *Journal of the American Mosquito Control Association* 8(1).
- Monnerat, R., E. Pereira, B. Teles, E. Martins, L. Praça, P. Queiroz, M. Soberon, A. Bravo, F. Ramos & C. M. Soares, 2014. Synergistic activity of *Bacillus thuringiensis* toxins against *Simulium* spp. larvae. *Journal of Invertebrate Pathology* 121:70-73 doi:http://dx.doi.org/10.1016/j.jip.2014.07.003.

LITERATUR

- Morawcsik, J., 1983. Untersuchungen zur Wirkung von *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* auf aquatische Nontarget-Organismen. Dissertation, Universität Heidelberg.
- MTA, 2016. Verein Biologische Gelsenregulierung entlang Thaya und March. In. <http://mta-gelsen.at/> Accessed 16.09.2016.
- Mulla, M. S., J. D. Chaney & J. Rodcharoen, 1993. Elevated dosages of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* fail to extend control of *Culex* larvae. *Bull Soc Vector Ecol* 18:125-132.
- Mulla, M. S., B. A. Federici & H. A. Darwazeh, 1982. Larvicidal efficacy of *Bacillus thuringiensis* serotype H-14 against stagnant-water mosquitoes and its effects on nontarget organisms. *Environmental Entomology* 11:788-795.
- Mwangangi, J. M., S. C. Kahindi, L. W. Kibe, J. G. Nzovu, P. Luethy, J. I. Githure & C. M. Mbogo, 2011. Wide-scale application of Bti/Bs bio-larvicide in different aquatic habitat types in urban and peri-urban Malindi, Kenya. *Parasitol Res* 108(6):1355-63 doi:10.1007/s00436-010-2029-1.
- Myasnik, M., R. Manasherob, E. Ben-Dov, A. Zaritsky, Y. Margalith & Z. Barak, 2001. Comparative sensitivity to UV-B radiation of two *Bacillus thuringiensis* subspecies and other *Bacillus* sp. *Curr Microbiol* 43(2):140-3 doi:10.1007/s002840010276.
- Nartey, R., E. Owusu-Dabo, T. Kruppa, S. Baffour-Awuah, A. Annan, S. Oppong, N. Becker & K. Obiri-Danso, 2013. Use of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* as a viable option in an Integrated Malaria Vector Control Programme in the Kumasi Metropolis, Ghana. *Parasites & Vectors* 6(1):1-10 doi:10.1186/1756-3305-6-116.
- Nelder, M., B. Kesavaraju, A. Farajollahi, S. Healy, I. Unlu, T. Crepeau, A. Ragavendran, D. Fonseca & R. Gaugler, 2010. Suppressing *Aedes albopictus*, an emerging vector of dengue and chikungunya viruses, by a novel combination of a monomolecular film and an insect-growth regulator. *Am J Trop Med Hyg* 82(5):831-7 doi:10.4269/ajtmh.2010.09-0546.
- Nestrud, L. B. & R. L. Anderson, 1994. Aquatic safety of *Lagenidium giganteum*: effects on freshwater fish and invertebrates. *Journal of Invertebrate Pathology* 64:228-233.
- Nguyen, T., T. Su & M. Mulla, 1999. Mosquito control and bacterial flora in water enriched with organic matter and treated with *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* and *Bacillus sphaericus* formulations. *J Vector Ecol* 24:138-153.
- Niemi, G. J., A. E. Hershey, L. Shannon, J. M. Hanowski, A. Lima, R. P. Axler & R. R. Regal, 1999. Ecological effects of mosquito control on zooplankton, insects, and birds. *Environmental Toxicology and Chemistry* 18:549-559.
- Nilsson, C. & B. Renöfält, 2009. Mygg och Bti i nedre Dalälven, Utvärdering av ett vetenskapligt uppföljningsprogram (in Swedish with English summary). Naturvårdsverket, Rapport 6305, Stockholm, Sweden.
- Nugud, A. D. & G. B. White, 1982. Evaluation of *Bacillus thuringiensis* serotype H-14 formulation of larvicides for *Anopheles arabiensis* (species B of *Anopheles gambiae* complex). *Mosq News* 42:36-40.
- Ohana, B., J. Margalit & Z. Barak, 1987. Fate of *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* under Simulated Field Conditions. *App Evt Microbiol* 53.

LITERATUR

- Olmo, C., A. Marco, X. Armengol & R. Ortells, 2016. Effects of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on nonstandard microcrustacean species isolated from field zooplankton communities. *Ecotoxicology*:1-9 doi:10.1007/s10646-016-1708-9.
- Oppert, B., K. J. Kramer, R. W. Beeman, D. Johnson & W. H. McGaughey, 1997. Proteinase-mediated insect resistance to *Bacillus thuringiensis* toxins. *The Journal of biological chemistry* 272(38):23473-6.
- Osborn, F. R., M. J. Herrera, C. J. Gómez & A. Salazar, 2007. Comparison of two commercial formulations of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* for the control of *Anopheles aquasalis* (Diptera: Culicidae) at three salt concentrations. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 102(1):69-72.
- Østergaard, J., C. Belau, O. Strauch & R. U. Ehlers, 2006. Biological control of *Tipula paludosa* (Diptera : Nematocera) using entomopathogenic nematodes (*Steinernema* spp.) and *Bacillus thuringiensis* subsp *israelensis*. *Biological Control* 39(3):525-531 doi:10.1016/j.biocontrol.2006.07.003.
- Östman, Ö., J. O. Lundström & T. Z. Persson Vinnersten, 2008. Effects of mosquito larvae removal with *Bacillus thuringiensis israelensis* (Bti) on natural protozoan communities. *Hydrobiologia* 607:231-235.
- Painter, M. K., K. J. Tennessen & T. D. Richardson, 1996. Effects of repeated applications of *Bacillus thuringiensis israelensis* on the mosquito predator *Erythemis simplicicollis* (Odonata: Libellulidae) from hatching to final instar. *Environmental Entomology* 25:184-191 doi:http://dx.doi.org/10.1093/ee/25.1.184.
- Palmer, R. W., 1993. Short-term impacts of formulations of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* de Barjac and the organophosphate temephos, used in blackfly (Diptera: Simuliidae) control, on rheophilic benthic macroinvertebrates in the middle Orange River, South Africa. *South African Journal of Aquatic Sciences* 19:14-33.
- Palmer, R. W. & A. R. Palmer, 1995. Impacts of repeated applications of *Bacillus thuringiensis* de Barjac and temephos, used in blackfly (Diptera: Simuliidae) control, on macro-invertebrates in the Middle Orange River, South Africa. *S Afr J Aqu Sci* 21:35-55.
- Pan, J., L. Yu, Q.-C. Shan, J.-X. Yu & Y.-J. Guo, 2015. Inactivation of chironomid larva in water with *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis*. *International Journal of Water and Wastewater Treatment* 1(1) doi:http://dx.doi.org/10.16966/2381-5299.103.
- Paris, M., G. Tetreau, F. Laurent, M. Lelu, L. Despres & J.-P. David, 2011. Persistence of *Bacillus thuringiensis israelensis* (Bti) in the environment induces resistance to multiple Bti toxins in mosquitoes. *Pest Management Science* 67(122-128).
- Park, H.-W., D. K. Bideshi, M. C. Wirth, J. J. Johnson, W. E. Walton & B. A. Federici, 2005. Recombinant larvicidal bacteria with markedly improved efficacy against *Culex* vectors of West Nile virus. *Am J Trop Med Hyg* 72:732-738.
- Paul, A., L. C. Harrington, L. Zhang & J. G. Scott, 2005. Insecticide resistance in *Culex pipiens* from New York. *Journal of the American Mosquito Control Association* 21:305-309.
- Paulov, S., 1987. Effects of *Bacillus thuringiensis* (H-14) endotoxins on the development of the frog *Rana temporaria* L. *Acta FRN Univ Comen - Zoologia* 30:21-26.
- Persson Vinnersten, T. Z., J. O. Lundström, E. Petersson & J. Landin, 2009. Diving beetle assemblages of flooded wetlands in relation to time, wetland type and Bti-based mosquito control. *Hydrobiologia* 635(1):189-203 doi:10.1007/s10750-009-9911-9.

- Persson Vinnersten, T. Z., J. O. Lundstrom, M. L. Schafer, E. Petersson & J. Landin, 2010. A six-year study of insect emergence from temporary flooded wetlands in central Sweden, with and without Bti-based mosquito control. *Bull Entomol Res* 100(6):715-25 doi:10.1017/s0007485310000076.
- Pistrang, L. A. & J. F. Burger, 2012. Effect of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on a genetically-defined population of black flies (Diptera: Simuliidae) and associated insects in a montane New Hampshire stream. *The Canadian Entomologist* 116(7):975-981 doi:10.4039/Ent116975-7.
- Plän, T., J. Theiß & H.-J. Wunderer, 1992. Gutachterliche Stellungnahme für den Bund Hessen zum Einsatz von Bti und BS zu Schnakenbekämpfung in den Naturschutzgebieten „Lampertheimer Altrhein“ und „Kühkopf Knoblochsau“. Institut für Naturschutzforschung e.V. (INF). Gutachten im Auftrag des Bundes für Umwelt und Naturschutz (BUND) Hessen e.V., Regensburg, 30 pp.
- Poncet, S., A. Delécluse, A. Klier & G. Rapoport, 1995. Evaluation of synergistic interactions among the CryIVA, CryIVB, and CryIVD toxic components of *B. thuringiensis* subsp. *israelensis* crystals. *Journal of Invertebrate Pathology* 66(2):131-135 doi:http://dx.doi.org/10.1006/jipa.1995.1075.
- Pont, D., E. Franquet & J. N. Tourenq, 1999. Impact of *Bacillus thuringiensis* variety *israelensis* treatments on a chironomid (Diptera Chironomidae) community in a temporary marsh. *Journal of Economic Entomology* 92:266-272.
- Poulin, B., 2012. Indirect effects of bioinsecticides on the nontarget fauna: The Camargue experiment calls for future research. *Acta Oecologica-International Journal of Ecology* 44:28-32.
- Poulin, B. & G. Lefebvre, 2016. Perturbation and delayed recovery of the reed invertebrate assemblage in Camargue marshes sprayed with *Bacillus thuringiensis israelensis*. *Insect science* doi:10.1111/1744-7917.12416.
- Poulin, B., G. Lefebvre & L. Paz, 2010. Red flag for green spray: adverse trophic effects of Bti on breeding birds. *J Appl Ecol* 47:884-889.
- Purcell, B. H., 1981. Effects of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on *Aedes taeniorhynchus* and some nontarget organisms in the salt marsh. *Mosquito News* 41:476-484.
- Qiu, Y. T., J. Spitzen, R. C. Smallegange & B. G. J. Knols, 2007. Monitoring systems for adult insect pests and disease vectors. In Takken, W. & B. G. J. Knols (eds) *Emerging pests and vector-borne diseases in Europe*. Wageningen Academic Publ., Wageningen, The Netherlands, 329-353.
- Read, N., M. D. Balcer, K. L. Schmude & A. Lima, 1999. Does Bti or methoprene affect wetland invertebrates other than mosquitoes? Paper presented at the Annual Meeting of the Entomological Society of America, 12–16 December 1999, Atlanta, Georgia.
- Reiter, P., 2001. Climate change and mosquito-borne disease. *Environ Health Perspect* 109:141-161.
- Rey, D., A. Long, M. P. Pautou & J. C. Meyran, 1998. Comparative histopathology of some Diptera and Crustacea of aquatic alpine ecosystems, after treatment with *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 88(3):255-263 doi:10.1046/j.1570-7458.1998.00370.x.
- Rezza, G., L. Nicoletti, R. Angelini, R. Romi, A. C. Finarelli, M. Panning, P. Cordioli, C. Fortuna, S. Boros, F. Magurano, G. Silvi, P. Angelini, M. Dottori, M. G. Ciufolini, G. C. Majori, A. Cassone & CHIKV study group, 2007. Infection with Chikungunya virus in Italy: an outbreak in a temperate region. *Lancet* 370:1840-1846.

- Ríha, J., J. Minár, Z. Lamatová & O. Matoušková, 1979. Economic significance of the prevention of losses caused by blood-sucking diptera in grazing dairy cows [in Czech]. *Veterinarni Medicina* 24:275-283.
- Ritchie, S. A., L. P. Rapley & S. Benjamin, 2010. *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (Bti) provides residual control of *Aedes aegypti* in small containers. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 82(6):1053-1059 doi:10.4269/ajtmh.2010.09-0603.
- Russell, T. L., M. D. Brown, D. M. Purdie, P. A. Ryan & B. H. Kay, 2003. Efficacy of VectoBac (*Bacillus thuringiensis* variety *israelensis*) formulations for mosquito control in Australia. *J Econ Entomol* 96(6):1786-1791.
- Russell, T. L., B. H. Kay & G. A. Skilleter, 2009. Environmental effects of mosquito insecticides on saltmarsh invertebrate fauna. *Aquatic Biology* 6:77-90.
- Sainz-Elipse, S., J. M. Latorre, R. Escosa, M. Masià, M. V. Fuentes, S. Mas-Coma & M. D. Bargues, 2010. Malaria resurgence risk in Southern Europe: climate assessment in an historically endemic area of rice fields at the Mediterranean shore of Spain. *Malaria Journal* 9:221.
- Saleh, M. S., F. A. El-Meniawi, N. L. Kelada & H. M. Zahran, 2003. Resistance development in mosquito larvae *Culex pipiens* to the bacterial agent *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*. *Journal of Applied Entomology* 127:29-32.
- Saleh, M. S., N. L. Kelada & N. Shaker, 1991. Control of European house dust mite *Dermatophagoides pteronyssinus* (Trouessart) with *Bacillus* spp. *Acarologia* 32:257-260.
- Schnepf, E., N. Crickmore, J. van Rie, D. Lereclus, J. Baum, J. Feitelson, D. R. Zeigler & D. H. Dean, 1998. *Bacillus thuringiensis* and its pesticidal crystal proteins. *Microbiology and Molecular Biology Reviews* 62(3):775-806.
- Schnetter, W., S. Engler, J. Morawcik & N. Becker, 1981. Wirksamkeit von *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* gegen Stechmücken und Non-Target Organismen. *Mitteilungen der Deutschen Gesellschaft für Allgemeine und Angewandte Entomologie* 2.
- Schug, M. & J. Joachim, 2014. Taugenichts mag Regen und tropische Wärme. In: <http://www.faz.net/aktuell/rhein-main/schnakenplage-an-rhein-und-nidder-13061738.html> Accessed 16.09.2016.
- Sébastien, R. J. & R. A. Brust, 1981. An evaluation of two formulations of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* for larval mosquito control in sod-lined simulated pools. *Mosquito News* 41:508-512.
- Šebesta, O., I. Rudolf, L. Betášová, J. Peško & Z. Hubálek, 2012. An invasive mosquito species *Aedes albopictus* found in the Czech Republic. *Eurosurveillance* 17(43).
- Seidel, B., D. Duh, N. Nowotny & F. Allerberger, 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.
- Sharma, R. D., 1994. *Bacillus thuringiensis*: a biocontrol agent of *Meloidogyne incognita* on barley. *Nematologia Brasileira* 18:79-84.

LITERATUR

- Siegel, J., A. Smith & R. Novak, 2001. Recovery of commercially produced *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* and *Bacillus sphaericus* from tires and prevalence of bacilli in artificial and natural containers. *J Am Mosq Control Assoc* 17:33-41.
- Siegel, J. P., 2001. The mammalian safety of *Bacillus thuringiensis*-based insecticides. *Journal of Invertebrate Pathology* 77:13-21.
- Siegel, J. P., J. A. Shaddock & J. Szabo, 1987. Safety of the entomopathogen *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* for mammals. *J Econ Entomol* 80:717-723.
- Silapanunatakul, S., S. Pantuwatana, A. Bhumiratana & K. Charoensiri, 1983. The comparative persistence of toxicity of *Bacillus sphaericus* strain 1593 and *Bacillus thuringiensis* serotype H-14 against mosquito larvae in different kinds of environments. *Journal of Invertebrate Pathology* 42:387-392.
- Smits, P. H., H. J. Vlug & G. L. Wieggers, 1993. Biological control of leatherjackets with *Bacillus thuringiensis*. *Proc Sect Exp Appl Entomol Neth Entomol Soc N E V* 4:187-192.
- Snarski, V. M., 1990. Interactions between *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* and fathead minnows, *Pimephales promelas* Rafinesque, under laboratory conditions. *Applied and Environmental Microbiology* 56(9):2618-2622.
- Stadt Wien, 2016. Sima/Gross: Mit bio gegen Gelsen. In. <https://www.wien.gv.at/rk/msg/2011/06/06007.html> Accessed 22.09.2106.
- Stark, J. D., 2005. A review and update of the report "Environmental and health impacts of *Bacillus thuringiensis israelensis*" 1998 by Travis R. Glare and Maureen O'Callaghan. New Zealand Ministry of Health, Wellington.
- Steib, B. M., M. Geier & J. Boeckh, 2001. The effect of lactic acid on odour-related host preference of yellow fever mosquitoes. *Chem Senses* 26(5):523-8.
- Stevens, M. M., R. J. Akhurst, M. A. Clifton & P. A. Hughes, 2004. Factors affecting the toxicity of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* and *Bacillus sphaericus* to fourth instar larvae of *Chironomus tepperi* (Diptera: Chironomidae). *Journal of Invertebrate Pathology* 86(3):104-110
doi:<http://dx.doi.org/10.1016/j.jip.2004.04.002>.
- Stevens, M. M., P. A. Hughes & J. Mo, 2013. Evaluation of a commercial *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* formulation for the control of chironomid midge larvae (Diptera: Chironomidae) in establishing rice crops in south-eastern Australia. *Journal of Invertebrate Pathology* 112(1):9-15
doi:<http://dx.doi.org/10.1016/j.jip.2012.10.006>.
- Su, T. & M. S. Mulla, 1999. Microbial agents *Bacillus thuringiensis* ssp. *israelensis* and *Bacillus sphaericus* suppress eutrophication, enhance water quality, and control mosquitoes in microcosms. *Environmental Entomology* 28(4):761 - 767.
- Su, T. & M. S. Mulla, 2005. Toxicity and effects of microbial mosquito larvicides and larvicidal oil on the development and fecundity of the tadpole shrimp *Triops newberryi* (Packard) (Notostraca: Triopsidae). *Journal of Vector Ecology* 30(1):107-114.
- Surgeoner, G. A. & M. J. Farkas, 1990. Review of *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki* (BTK) for use in forest pest management programs in Ontario – with special emphasis on the aquatic environment, Toronto.

LITERATUR

- Swadener, C., 1994. *Bacillus thuringiensis* (B. t.). *Journal of Pesticide Reform* 14(3).
- Tantely, M. L., P. Tortosa, H. Alout, C. Berticat, A. Berthomieu, A. Rutee, J. S. Dehecq, P. Makoundou, P. Labbe, N. Pasteur & M. Weill, 2010. Insecticide resistance in *Culex pipiens quinquefasciatus* and *Aedes albopictus* mosquitoes from La Reunion Island. *Insect biochemistry and molecular biology* 40(4):317-24 doi:10.1016/j.ibmb.2010.02.005.
- Temeyer, K. B., 1984. Larvicidal activity of *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* in the dipteran *Haematobia irritans*. *Applied and environmental microbiology* 47(5):952-955.
- Temeyer, K. B., 1994. Current research to develop the entomopathogen *Bacillus thuringiensis* for horn fly control. *SAAS Bull Biochem Biotechnol* 7:1-6.
- Tetreau, G., K. Bayyareddy, C. M. Jones, R. Stalinski, M. A. Riaz, M. Paris, J.-P. David, M. J. Adang & L. Després, 2012. Larval midgut modifications associated with Bti resistance in the yellow fever mosquito using proteomic and transcriptomic approaches. *Bmc Genomics* 13(1):248 doi:10.1186/1471-2164-13-248.
- Tetreau, G., R. Stalinski, J.-P. David & L. Despres, 2013a. Monitoring resistance to *Bacillus thuringiensis* subsp *israelensis* in the field by performing bioassays with each Cry toxin separately. *Memorias Do Instituto Oswaldo Cruz* 108:894-900.
- Tetreau, G., R. Stalinski, J.-P. David & L. Després, 2013b. Increase in larval gut proteolytic activities and Bti resistance in the dengue fever mosquito. *Archives of Insect Biochemistry and Physiology* 82(2):71-83 doi:10.1002/arch.21076.
- Tietze, N. S. & M. S. Mulla, 1991. Biological control of *Culex* mosquitoes (Diptera: Culicidae) by the tadpole shrimp, *Triops longicaudatus* (Notostraca: Triopsidae). *J Med Entomol* 28(1):24-31.
- Tilquin, M., M. Paris, S. Reynaud, L. Despres, P. Ravel, R. A. Geremia & J. Gury, 2008. Long lasting persistence of *Bacillus thuringiensis* subsp *israelensis* (Bti) in mosquito natural habitats. *Plos One* 3.
- Toma, L., F. Severini, A. Bella & R. Romi, 2003. A semifield evaluation of VECTOBAC® DT (ABG-6499), a new formulation of *Bacillus thuringiensis israeliensis* for control of *Aedes albopictus*. *J Am Mosq Control Assoc* 19:424-429.
- Vandenberg, J. D., 1990. Safety of four entomopathogens for caged adult honey bees (Hymenoptera: Apidae). *J Econ Entomol* 83(3):755-759.
- Vandenberg, J. D. & H. Shimanuki, 1986. Two commercial preparations of the β -exotoxin of *Bacillus thuringiensis* influence the mortality of caged adult honey bees, *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae). *Environ Entomol* 15:166-169.
- Varjal de Melo-Santos, M. A., A. P. de Araujo, E. M. Maranhao Rios & L. Regis, 2009. Long lasting persistence of *Bacillus thuringiensis* serovar. *israelensis* larvicidal activity in *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) breeding places is associated to bacteria recycling. *Biological Control* 49:186-191.
- Vaughan, I. P., C. Newberry, D. J. Hall, J. S. Liggett & S. J. Ormerod, 2008. Evaluating large-scale effects of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on non-biting midges (Chironomidae) in a eutrophic urban lake. *Freshwat Biol* 10(2117-2128) doi:10.1111/j.1365-2427.2008.02043.x.

LITERATUR

- Vega-Rua, A., K. Zouache, V. Caro, L. Diancourt, P. Delaunay, M. Grandadam & A.-B. Failloux, 2013. High efficiency of temperate *Aedes albopictus* to transmit Chikungunya and dengue viruses in the Southeast of France. *PLoS ONE* 8:e59716.
- Waalwijk, C., A. Dullemans, G. Wieggers & P. SMits, 1992. Toxicity of *Bacillus thuringiensis* variety israelensis against tipulid larvae. *J Appl Entomol* 114:415-420 doi:10.1111/j.1439-0418.1992.tb01146.x.
- Wahba, M. M., I. M. Labib & E. M. el Hamshary, 1999. *Bacillus thuringiensis* var. israelensis as a microbial control agent against adult and immature stages of the sandfly, *Phlebotomus papatasi* under laboratory conditions. *Journal of the Egyptian Society of Parasitology* 29(2):587-97.
- Walker, E. D., 1995. Effect of low temperature on feeding rate of *Aedes stimulans* larvae and efficacy of *Bacillus thuringiensis* var. israelensis (H-14). *J Amer Mosq Contr Assoc* 11:107-110.
- Weber, C., 1999. Der Mücken-Krieg. *Focus Magazin* 26(http://www.focus.de/wissen/natur/insektenbekaempfung-der-muecken-krieg_aid_177841.html).
- Wegner, E., 2006. Mosquito control programme implemented in Wilanów (Warsaw, Poland) in summer 2002. *European Mosquito Bulletin* 21:14-18.
- Weill, M., G. Lutfalla, K. Mogensen, F. Chandre, A. Berthomieu, C. Berticat, N. Pasteur, A. Philips, P. Fort & M. Raymond, 2003. Insecticide resistance in mosquito vectors. *Nature* 423:136-137.
- Weiser, J. & J. Vankova, Toxicity of *Bacillus thuringiensis* israelensis for blackflies and other freshwater invertebrates. In: Weiser, J. (ed) *International Colloquium on Invertebrate Pathology*, Prague, Czechoslovakia, 1979. p 243-244.
- Wermelinger, E. D., J. C. Zanuncio, E. F. Rangel, P. R. Cecon & L. Rabinobitch, 2000. Toxicity of *Bacillus* species to larvae of *Lutzomyia longipalpis* (L. & N.) (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae). *An Soc Entomol Brasil* 29(3):609-614.
- Wharton, D. A. & L. W. Bone, 1989. *Bacillus thuringiensis* israelensis toxin affects egg-shell ultrastructure of *Trichostrongylus colubriformis* (Nematoda). *Int J Invert Repr Develop* 15:155-158.
- WHO, 2009. Background document for development of WHO Guidelines for Drinking-water Quality: *Bacillus thuringiensis* israelensis (Bti) in drinking-water. World Health Organization.
- WHO, 2014. Review of current evidence on combining indoor residual spraying and long-lasting insecticidal nets. In: *Malaria Policy Advisory Committee Meeting*, 12 March 2014 2014. Background document session 3.
- WHO, 2015. Global technical strategy for Malaria 2016-2030. World Health Organization, UK.
- Wipfli, M. S. & R. W. Merritt, 1994a. Effects of *Bacillus thuringiensis* var. israelensis on nontarget benthic insects through direct and indirect exposure. *Journal of the North American Benthological Society* 13(2):190-205 doi:doi:10.2307/1467238.
- Wipfli, M. S. & R. W. Merritt, 1994b. Low toxicity of the black fly larvicide *Bacillus thuringiensis* var. israelensis to early states of brook trout (*Salvelinus fontinalis*), brown trout (*Salmo trutta*), and steelhead trout (*Oncorhynchus mykiss*) following direct and indirect exposure. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 51:1451-1458.

LITERATUR

- Wolfram, G., M. Großschartner, M. Schagerl & K. Donabaum, 2007. Die benthische Lebensgemeinschaft der Salzlacken des Seewinkels. Teil 2: Biologie: Diversität und räumlich-zeitliche Verteilung. Studie i.A. des Nationalparks Neusiedler See - Seewinkel (Projekt: "Untersuchung der räumlichen und zeitlichen Verteilung benthischer Evertebraten in den Salzlacken des Seewinkels und ihre Rolle als Nahrungsgrundlage für Wasservögel"), Wien, 54 pp.
- Wolfram, G., E. Sigmund, P. Wenzl & M. Großschartner, 2016. Monitoring zur Beweissicherung der Bti-Ausbringung in den March-Thaya-Auen. 2011 - 2016. Amt der NÖ Landesregierung, Regionalverband March-Thaya-Auen (interne Bericht-Nr. 15/159-B01), Wien, 79 pp.
- Worobey, J., D. M. Fonseca, C. Espinosa, S. Healy & R. Gaugler, 2013. Child outdoor physical activity is reduced by prevalence of the Asian tiger mosquito, *Aedes albopictus*. *J Am Mosq Control Assoc* 29(1):78-80 doi:10.2987/12-6296r.1.
- Yiallourous, M., V. Storch & N. Becker, 1999. Impact of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on larvae of *Chironomus thummi thummi* and *Psectrocladius psilopterus* (Diptera: Chironomidae). *J Invertebrate Pathology* 74:39-47.
- Yuval, B. & A. Warburg, 1989. Susceptibility of adult phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae) to *Bacillus thuringiensis* var. *israeliensis*. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 83(2):195-196.
- Zahiri, N. S. & M. S. Mulla, 2005. Non-larvicidal effects of *Bacillus thuringiensis israelensis* and *Bacillus sphaericus* on oviposition and adult mortality of *Culex quinquefasciatus* Say (Diptera: Culicidae). *J Vector Ecol* 30(1):155-62.
- Zaritsky, A. & K. Khawaled, 1986. Toxicity in carcasses of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*-killed *Aedes aegypti* larvae against scavenging larvae: Implications to bioassay. *J Am Mosq Control Assoc* 2:555-559.
- Zittra, C., 2013. Grundlagenwissen über Stechmücken (Culicidae: Diptera) des Nationalparks Donau-Auen. Nationalpark Donau-Auen, Orth/D.
- Zittra, C. & J. Waringer, 2015. Species inventory, ecology, and seasonal distribution patterns of Culicidae (Insecta: Diptera) in the National Park Donau-Auen (Lower Austria). *Aquatic Insects*.

9 ABBILDUNGSVERZEICHNIS

Abbildung 1. Die March-Thaya-Auen (Frühjahr 2016) sind auch bei rückstauendem Donauhochwasser großflächig überschwemmt und potenzielle Brutstätten für Gelsen. Links: Weiden-Au Höhe Engelhartstetten, rechts: überschwemmte Wiese bei Marchegg. Foto: P. Wenzl (DWS Hydro-Ökologie).	6
Abbildung 2. Adulte Gelbfiebermücke. Quelle: US Department of Agriculture, Wikipedia Commons gemeinfrei.	8
Abbildung 3. Entwicklungszyklus von Stechmücken. Grafik aus Zित्रa (2013), verändert.	9
Abbildung 4. Tigermücke <i>Aedes albopictus</i> . Quelle: J. Gathany (CDC), Wikipedia Commons gemeinfrei.	12
Abbildung 5. Links: CO ₂ -Falle zum Fang adulter Stechmücken. Rechts: Schöpfkelle zur Abschätzung der Dichte von Gelsenlarven. Fotos: P. Wenzl (DWS Hydro-Ökologie).	13
Abbildung 6. Reduktion der Dichte von Gelsenlarven in überschwemmten Wiesen der March-Thaya-Auen vor und nach der Ausbringung von Bti mittels Hubschrauber am 20. Mai 2016 (je 10 Proben an je 3 Standorten mit und ohne Bti-Ausbringung pro Termin, Gesamt n = 180). Grafik nach Daten aus Wolfram et al. (2016).	14
Abbildung 7. Ultrastruktur einer Sporen bildenden Bti-Zelle (A) und eines gereinigten Einschlusskörpers (B). Sp = Spore, E = Exosporium, PB = parasporaler Einschlusskörper. Aus: Federici et al. (2003). CreativeCommons-Lizenz CC-BY 4.0.	15
Abbildung 8. Wirkungsweise von Bti im Darm von Stechmückenlarven. Grafik nach GDG Environment (2014), verändert.	17
Abbildung 9. Vergleich der unterschiedlichen Wirksamkeit verschiedener Bti-Formulationen auf vier Stechmücken-Arten im Labor, dargestellt als LC ₅₀ -Konzentration. Grafik nach Mittal (2003), verändert.	19
Abbildung 10. Vergleich der Dichte von Zuckmückenlarven in überschwemmten Wiesen der March-Thaya-Auen vor und nach der Ausbringung von Bti am 20. Mai 2016. Jedes Symbol entspricht einer adaptierten multi-habitat-sampling-Probe. Grafik nach Daten aus Wolfram et al. (2016).	26
Abbildung 11. Einfluss von Bti auf die Dichte (links) und den Artenreichtum (rechts) von Protozoen in Feuchtgebieten in Schweden. Grafik nach Östman et al. (2008), verändert.	32
Abbildung 12. Vergleich von Koloniegroße, Zeitaufwand der Nahrungsbeschaffung und Anzahl geschlüpfter Mehlschwalben in Flächen mit und ohne Bti-Ausbringung. Grafik nach Poulin (2012), verändert.	34
Abbildung 13. Einfluss der Temperatur auf die Wirksamkeit von Bti bei verschiedenen Arten. Grafik nach Mittal (2003), verändert.	36
Abbildung 14. Einfluss von UV-Licht auf die Wirksamkeit der Insektizide <i>Bacillus sphaericus</i> und <i>Bacillus thuringiensis israelensis</i> auf Stechmücken. Grafik nach Mittal (2003), verändert.	37
Abbildung 15. Hypothetisches Szenario der Entwicklung einer Resistenz gegenüber Bti als Folge von Recycling im Sediment und einer längeren Exposition der Larven gegenüber Bti. Grafik nach Tilquin et al. (2008), verändert.	38

