ISSN 2985–1823 (Online)

กรมควบคุมโรค
Department of Disease Control

วารสารวิชาการสำนักงานป้องกันควบคุมโรคที่ 9 จังหวัดนครราชสีมา

Homepage: https://he02.tci-thaijo.org/index.php/ODPC9
ปีที่ 31 ฉบับที่ 3 (กันยายน – ธันวาคม 2568) หน้า [66-76]

ความไวต่อสารเคมี Deltamethrin 0.05% ของยุงก้นปล่อง *Anopheles dirus* ในพื้นที่อำเภอบัวเชด จังหวัดสุรินทร์

Susceptibility of *Anopheles dirus* to 0.05% Deltamethrin in Buachet district, Surin province

สุนันทา พันขุนคีรี*, ปรเมศร์ เวือนประโคน, สาวิตรี บุญหวา
Sunanta Punkunkeeree*, Poramete Vuanprakhon, Sawittree Boonwa
ศูนย์ควบคุมโรคติดต่อนำโดยแมลงที่ 9.3 จังหวัดสุรินทร์
สำนักงานป้องกันควบคุมโรคที่ 9 จังหวัดนครราชสีมา
Vector Borne Disease Control Center 9.3 Surin
Office of Disease Prevention and Control 9 Nakhon Ratchasima
*Corresponding author: punkunkeeree@yahoo.com
(Received: May 20, 2025/ Revised: Oct 4, 2025/ Accepted: Nov 27, 2025)

บทคัดย่อ

โรคไข้มาลาเรีย เป็นปัญหาสำคัญด้านสาธารณสุขในหลายประเทศ โดยเฉพาะในภูมิภาคเอเชียตะวันออกเฉียงใต้รวมทั้งประเทศไทย พาหะนำโรคสำคัญในการแพร่กระจายเชื้อไข้มาลาเรีย คือ ยุงก้นปล่องสกุล *Anopheles* การศึกษานี้เป็นการศึกษาเชิงทดลอง มีวัตถุประสงค์เพื่อศึกษาความไวของยุงก้นปล่อง *Anopheles dirus* ต่อสารเคมี deltamethrin 0.05% ในพื้นที่อำเภอบัวเชด จังหวัดสุรินทร์ โดยนำยุงก้นปล่อง *Anopheles dirus* จากแหล่งธรรมชาติ จำนวน 34 ตัว มาทดสอบความไวต่อสารเคมี deltamethrin 0.05% ในห้องปฏิบัติการตามเกณฑ์ขององค์การอนามัยโลก วิเคราะห์ข้อมูลโดยใช้สถิติเชิงพรรณนา ได้แก่ ความถี่ ร้อยละ เพื่ออธิบายอัตราการสลบและอัตราตาย สถิติเชิงอนุมานใช้การวิเคราะห์ probit analysis เพื่อคำนวณค่าช่วงเวลาที่ทำให้ยุงสลบร้อยละ 50 (KT_{50}) ผลการศึกษาพบว่า หลังสัมผัสสารเคมี deltamethrin 0.05% เป็นเวลา 20 นาที ยุงสลบร้อยละ 15.63 และหลังสัมผัสสารเคมี deltamethrin 0.05% เป็นเวลา 40 50 และ 60 นาที ยุงสลบร้อยละ 100 ทั้ง 3 ช่วงเวลา ค่าช่วงเวลาที่ทำให้ยุงสลบร้อยละ 50 (KT_{50}) เท่ากับ 23.06 นาที เมื่อนำยุงที่สลบไปเลี้ยงต่อ 24 ชั่วโมง พบว่า อัตราตายของยุงอยู่ที่ร้อยละ 100 แสดงว่ายุงก้นปล่อง *Anopheles dirus* ในพื้นที่ศึกษา มีความไวต่อสารเคมี deltamethrin 0.05% ดังนั้น สารเคมี deltamethrin 0.05% จึงมีประสิทธิภาพที่จะนำมาใช้กำจัดยุงก้นปล่อง *Anopheles dirus* ได้ แสดงให้เห็นว่าสารเคมี deltamethrin 0.05% สามารถนำไปใช้ในการวางแผนควบคุมยุงพาหะของโรคไข้มาลาเรียในพื้นที่ให้มีประสิทธิภาพ ทั้งนี้ ควรเฝ้าระวังความไวของยุงก้นปล่องต่อสารเคมีอย่างต่อเนื่อง เพื่อป้องกันการเกิดภาวะดื้อต่อสารเคมี

คำสำคัญ: ความไว, ยุงก้นปล่อง, มาลาเรีย

Abstract

Malaria remains a major public health problem in many countries, particularly in Southeast Asia, including Thailand. The primary vectors responsible for malaria transmission are *Anopheles* mosquitoes. The study was an experimental research study. The objective was to assess the susceptibility of *Anopheles dirus* mosquitoes to 0.05% deltamethrin in Buachet district, Surin province. A total of 34 *Anopheles dirus* mosquitoes were collected from natural sources. The mosquitoes were tested for susceptibility to 0.05% deltamethrin in the laboratory, following WHO guidelines. Data were analyzed using descriptive statistics (including frequency and percentage) to describe knockdown and mortality rates, while probit analysis was employed to calculate the knockdown time for 50% (KT_{50}) of mosquitoes. The results showed that after 20 minutes of exposure to 0.05% deltamethrin, 15.63% of mosquitoes were knocked down. Mosquitoes were 100% knocked down at 40, 50, and 60 minutes. The KT_{50} was 23.06 minutes. After rearing the knocked-down mosquitoes for 24 hours, the mortality rate was 100%. The findings demonstrated that *Anopheles dirus* mosquitoes in this study area are susceptible to 0.05% deltamethrin. Therefore, 0.05% deltamethrin is effective in eliminating *Anopheles dirus* mosquitoes. This indicated that 0.05% deltamethrin could be used in strategic planning and effective control measures for the malaria vector. Moreover, the insecticide susceptibility of *Anopheles* mosquitoes should be monitored to prevent the development of resistance in vector populations.

Keywords: Susceptibility, *Anopheles* Mosquitoes, Malaria

บทนำ

โรคไข้มาลาเรีย ปัญหาสาธารณสุขในหลายภูมิภาคทั้งในแอฟริกา อเมริกา ยุโรป เมดิเตอร์เรเนียนตะวันออก เอเชียตะวันออกเฉียงใต้ และแปซิฟิกตะวันออก ข้อมูลขององค์การอนามัยโลก (WHO) ในปี พ.ศ. 2566 พบว่ามีผู้ป่วยด้วยโรคไข้มาลาเรียประมาณ 263 ล้านคนทั่วโลก และมีผู้เสียชีวิตกว่า 597,000 คน[1] สำหรับสถานการณ์โรคไข้มาลาเรียในประเทศไทย ตั้งแต่ ปี พ.ศ. 2557–2567 พบผู้ป่วยจำนวน 34,612 21,500 19,082 11,596 6,728 5,431 3,946 3,268 10,153 16,674 และ 14,683 ราย ตามลำดับ และมีผู้เสียชีวิตในช่วงระยะเวลาดังกล่าว รวมจำนวน 161 ราย[2] โรคไข้มาลาเรียนับเป็นโรคที่มีผลกระทบต่อสุขภาพประชากรในหลายประเทศ รวมทั้งส่งผลกระทบทางเศรษฐกิจโดยต้องหยุดงานและเสียค่าใช้จ่ายในการรักษาพยาบาลสูงถึง 12,000 ล้านเหรียญสหรัฐต่อปี ในประเทศที่มีการระบาดสูง[3]

โรคไข้มาลาเรีย เกิดจากพาหะนำโรคที่สำคัญคือ ยุงก้นปล่อง สกุล *Anopheles* ติดต่อโดยยุงเพศเมียที่มีเชื้อจะแพร่เชื้อไปยังมนุษย์ผ่านการกัด สำหรับยุงก้นปล่องสายพันธุ์ *Anopheles dirus* เป็นหนึ่งในพาหะหลักที่มีบทบาทสำคัญในการแพร่เชื้อโรคไข้มาลาเรียในประเทศไทยและหลายประเทศในภูมิภาคเอเชียตะวันออกเฉียงใต้ เนื่องจากมีชีวนิสัยชอบกัดดูดเลือดมนุษย์เป็นหลัก พบมากในป่าดิบชื้นและพื้นที่ชายแดน บินได้ระยะไกล และสามารถปรับตัวให้เข้ากับสภาพแวดล้อมที่เปลี่ยนแปลงได้ดี[4,5] จึงทำให้การควบคุมและกำจัดยุงก้นปล่องเป็นเรื่องที่ท้าทาย วิธีกำจัดยุงก้นปล่องที่ใช้อย่างแพร่หลายคือการใช้สารเคมีกำจัดแมลง (insecticides) โดยเฉพาะสารไพรีทรอยด์สังเคราะห์ (synthetic pyrethroids) เช่น alphacypermethrin cyfluthrin deltamethrin etofenprox lambdacyhalothrin permethrin เป็นต้น เนื่องจากเป็นสารเคมีที่สังเคราะห์คล้ายสารไพริทรินในดอกเบญจมาศ มีพิษต่ำต่อสัตว์เลี้ยงลูกด้วยนม แต่มีประสิทธิภาพในการฆ่าแมลงอย่างเฉียบพลัน โดยออกฤทธิ์ต่อระบบประสาทส่วนปลายและส่วนกลาง ทำให้มีอาการสั่นกล้ามเนื้อไม่ทำงาน อัมพาต และเสียชีวิตในที่สุด[6] โดยสาร deltamethrin 0.05% เป็นสารไพรีทรอยด์ที่ได้รับการยอมรับและใช้กันอย่างแพร่หลายในการพ่นกำจัดยุงและเคลือบมุ้ง เพื่อป้องกันการแพร่ระบาดของโรคไข้มาลาเรีย[7] แต่จากข้อมูลการเฝ้าระวังการดื้อต่อสารเคมีของยุงก้นปล่อง ปี พ.ศ. 2561–2566 ใน 64 ประเทศทั่วโลก พบว่า ยุงก้นปล่องดื้อต่อสารไพรีทรอยด์ จำนวน 55 ประเทศ คิดเป็นร้อยละ 86[1] ซึ่งส่งผลให้ประสิทธิภาพในการกำจัดยุงก้นปล่องลดลง และอาจนำไปสู่การแพร่ระบาดของโรคไข้มาลาเรียที่รุนแรงขึ้นได้

จังหวัดสุรินทร์เป็นหนึ่งในหลายจังหวัดของประเทศไทยที่พบผู้ป่วยโรคไข้มาลาเรียมาอย่างต่อเนื่อง ที่ผ่านมาได้ดำเนินการป้องกันและควบคุมโรคตามแนวทางที่กรมควบคุมโรค กระทรวงสาธารณสุขกำหนด โดยดำเนินการทั้งมาตรการต่อคน เชื้อโรค และยุงพาหะ สำหรับการควบคุมยุงพาหะนำโรคไข้มาลาเรียนั้นแต่เดิมใช้สารเคมี DDT 75% ชนิดผงละลายน้ำพ่นตามบ้านเรือนมาเป็นเวลานานกว่า 40 ปี จนกระทั่งในปีพ.ศ. 2540 กรมควบคุมโรคติดต่อมีนโยบายนำสารเคมี deltamethrin มาใช้ในการควบคุมโรคไข้มาลาเรียทั่วประเทศ เพราะมีประสิทธิภาพในการฆ่าแมลง เกิดพิษต่อคนน้อย และราคาไม่แพง[6] จากรายงานสถานการณ์โรคไข้มาลาเรียในจังหวัดสุรินทร์ตั้งแต่ปี พ.ศ. 2557–2567 พบผู้ป่วยโรคไข้มาลาเรีย จำนวน 262 284 82 43 19 16 0 1 2 2 และ 0 ราย ตามลำดับ ซึ่งสถานการณ์พบผู้ป่วยมีแนวโน้มลดลง เนื่องจากในปัจจุบันมีการใช้สาร deltamethrin 0.05% เป็นสารเคมีหลักในการกำจัดยุงก้นปล่อง เพื่อการป้องกันควบคุมโรคไข้มาลาเรีย[2] แต่สถานการณ์ดังกล่าวก็ยังไม่สามารถวางใจได้ เนื่องจากจังหวัดสุรินทร์มีพื้นที่ชายแดนติดต่อกับประเทศกัมพูชา มีลักษณะเป็นป่าเขา มีแอ่งน้ำ ลำห้วยลำธาร ซึ่งเป็นลักษณะภูมิประเทศที่เหมาะกับการเพาะพันธุ์ของยุงก้นปล่อง ประกอบกับในช่วง 10 ปีที่ผ่านมา ได้มีการสำรวจพบยุงก้นปล่องเป็นพาหะนำโรคไข้มาลาเรียหลายชนิด โดยเฉพาะ

ยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus*[2] หากมีผู้ป่วยโรคไข้มาลาเรียเดินทางเข้าไปในพื้นที่ที่มียุงก้นปล่อง ซึ่งเป็นพาหะนำโรค อาจทำให้เกิดการระบาดได้ ดังนั้นการเฝ้าระวังความต้านทานสารเคมีของยุงก้นปล่อง *Anopheles dirus* จึงมีความสำคัญอย่างยิ่ง อีกทั้งจากการสืบค้นข้อมูลพบว่า ยังไม่มีการศึกษาความไวต่อสารเคมีของยุงชนิดนี้ในพื้นที่จังหวัดสุรินทร์ จึงมีความจำเป็นต้องทำการศึกษา เพื่อใช้เป็นข้อมูลประกอบการวางแผนควบคุมยุงพาหะอย่างมีประสิทธิภาพต่อไป

วัตถุประสงค์

เพื่อศึกษาความไวต่อสารเคมี deltamethrin 0.05% ของยุงก้นปล่อง *Anopheles dirus* ในพื้นที่อำเภอบัวเชด จังหวัดสุรินทร์

วัสดุและวิธีการศึกษา

การศึกษานี้เป็นการศึกษาเชิงทดลอง (experimental study) โดยการนำยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* ระยะตัวเต็มวัยที่จับได้จากพื้นที่อำเภอบัวเชด จังหวัดสุรินทร์ ในช่วงเดือนพฤศจิกายน พ.ศ. 2567 จำนวน 34 ตัว มาทำการทดสอบความไวต่อสารเคมี deltamethrin 0.05% ในห้องปฏิบัติการ มีขั้นตอน ดังนี้

1. การเตรียมยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* สำหรับทำการทดสอบ

1.1 เลือกพื้นที่ที่เคยเป็นแหล่งแพร่เชื้อโรคไข้มาลาเรีย และเคยมีการสำรวจพบยุงก้นปล่อง *Anopheles dirus* ในพื้นที่ ได้เป็นพื้นที่ ตำบลจรัส อำเภอบัวเชด จังหวัดสุรินทร์

1.2 ลงพื้นที่จับยุงมาทำการทดสอบ เริ่มตั้งแต่เวลา 18.00–24.00 น. (ใช้ระยะเวลา 2 คืน) โดยการใช้หลอดแก้วครอบยุงตัวเต็มวัยที่เกาะตามที่พักอาศัยทั้งบริเวณด้านในและด้านนอก ได้ยุงก้นปล่องทั้งสิ้น จำนวน 65 ตัว

1.3 นำยุงก้นปล่องที่จับได้ทั้งหมด จำนวน 65 ตัวมาจำแนกชนิดได้ *Anopheles dirus* จำนวน 64 ตัว และ *Anopheles nivipes* จำนวน 1 ตัว ทั้งนี้เลือกเฉพาะ *Anopheles dirus* เท่านั้น มาทำการทดสอบความไวต่อสารเคมี

1.4 นำยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* ทั้ง 64 ตัว ใส่ลงไปในกรงเก็บยุง และเลี้ยงให้อาหารด้วยน้ำหวาน 10% เป็นระยะเวลา 1 วัน ภายในกล่องมีการควบคุมอุณหภูมิที่เหมาะสม เพื่อให้ยุงที่จะทำการทดสอบมีความแข็งแรง

1.5 เมื่อครบกำหนด 1 วัน ทำการคัดเลือกยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* ที่แข็งแรงได้จำนวน 34 ตัว จากนั้นนำไปทดสอบความไวต่อสารเคมีต่อไป

2. การทดสอบความไวต่อสารเคมี deltamethrin 0.05% (WHO susceptibility test)

2.1 เตรียมกระบอกทดสอบ holding tube จำนวน 5 กระบอก แบ่งเป็นกระบอกควบคุม 1 กระบอก และกระบอกทดสอบ 4 กระบอก (ทดสอบ 4 ซ้ำ) โดยทุกกระบอกบุด้านในด้วยกระดาษสีขาวยึดด้วยคลิป (silver clip) ให้แนบสนิทกับผนังกระบอก ปิดฝาเกลียวตาข่ายด้านหนึ่งให้มิดชิด ส่วนอีกด้านต่อเข้ากับแผ่นเปิด-ปิดยุง แล้วปิดให้แน่น และติดฉลากระบุรายละเอียดแต่ละกระบอกให้เรียบร้อย

2.2 นำยุงจากกรงเก็บยุง ปล่อยเข้ากระบอกทดสอบ holding tube ทั้ง 5 กระบอก โดยใส่ในกระบอกควบคุม 1 กระบอก จำนวน 2 ตัว และกระบอกทดสอบ 4 กระบอก กระบอกละ 8 ตัว (รวม 32 ตัว) แล้ววางตั้งในที่แสงไฟสลัว 60 นาที เพื่อให้ปรับตัวเข้ากับสภาพภายนอก

2.3 เตรียมกระบอกทดสอบ exposure tube จำนวน 4 กระบอก (ทดสอบ 4 ซ้ำ) โดยทุกกระบอกบุด้านในด้วยกระดาษชุบสารเคมี deltamathrin 0.05% ยึดด้วยคลิป (copper clip) ให้แนบสนิทกับผนังกระบอก ปิดฝาเกลียวตาข่ายด้านหนึ่งให้มิดชิด และเตรียมกระบอกควบคุม control tube จำนวน 1 กระบอก โดยบุด้านในกระบอกด้วยกระดาษ PY-control ยึดด้วยคลิป (copper clip) ให้แนบสนิทกับผนังกระบอก ปิดฝาเกลียวตาข่ายด้านหนึ่งให้มิดชิด

2.4 เมื่อกระบอกทดสอบ holding tube ที่

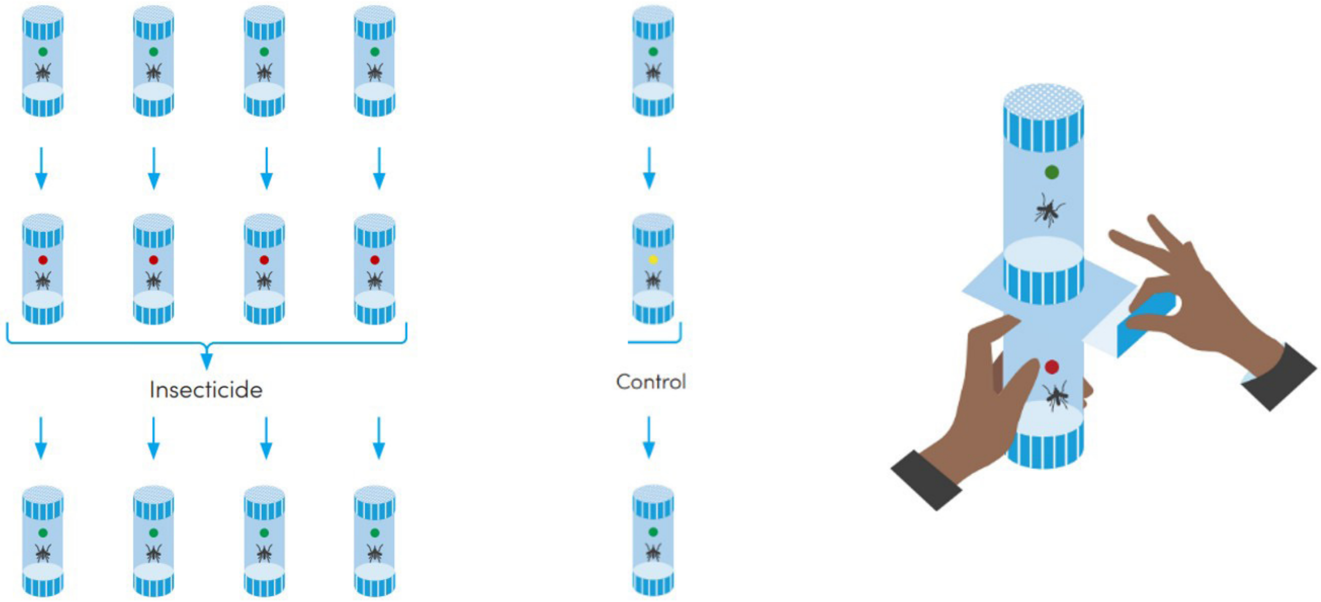
วางตั้งในที่แสงไฟสลัวครบ 60 นาที ให้นำกระบอกทดสอบ exposure tube จำนวน 4 กระบอก และกระบอกควบคุม control tube จำนวน 1 กระบอก ต่อเข้ากับกระบอกทดสอบ holding tube ให้ครบจำนวน 5 กระบอก และหมุนเกลียวให้แน่น

2.5 ทำการปล่อยยุงเข้าทดสอบทีละกระบอก โดยเลื่อนแผ่นเปิด-ปิดยุงให้อยู่ตำแหน่งเปิด เป่าลมเข้ากระบอกทดสอบ holding tube บริเวณฝาเกลียวตาข่ายเบาๆ เพื่อให้ยุงทุกตัวเคลื่อนไปอยู่ที่กระบอกควบคุม control tube และกระบอกทดสอบ exposure tube จากนั้นเลื่อนแผ่นเปิด-ปิดยุงให้อยู่ตำแหน่งปิด ถอดกระบอกทดสอบ holding tube ออกให้หมด แล้ววางกระบอกควบคุม control tube และกระบอกทดสอบ exposure tube ตั้งขึ้น

2.6 เริ่มจับเวลาทดสอบ และจดบันทึกจำนวนยุงสลบ ณ นาทีที่ 10 20 30 40 50 และ 60

2.7 เมื่อครบเวลา 60 นาที นำกระบอกทดสอบ holding tube มาต่อเข้ากับกระบอกควบคุม control tube และกระบอกทดสอบ exposure tube ตามเดิม เลื่อนแผ่นเปิด-ปิดยุงให้อยู่ตำแหน่งเปิดแล้ว เป่าลมบริเวณฝาเกลียวตาข่ายเบา ๆ เพื่อให้ยุงทุกตัวเคลื่อนไปอยู่ที่กระบอกทดสอบ holding tube เลื่อนแผ่นเปิด-ปิดยุงให้อยู่ตำแหน่งปิด จากนั้นถอดกระบอกควบคุม control tube และกระบอกทดสอบ exposure tube ออกให้หมด

ภาพที่ 1 กระบอกทดสอบ exposure tube (ซ้าย) และกระบอกทดสอบ holding tube (ขวา)[8]



ภาพที่ 2 กระบวนการทดสอบความไวต่อสารเคมีของยุงตัวเต็มวัย[8]

2.8 นำยุงในกระบอกทดสอบ holding tube ทั้ง 5 กระบอก มาเลี้ยงต่ออีก 24 ชั่วโมง โดยใช้สำลีชุบน้ำหวาน 10% วางบนฝาเกลียวตาข่าย ควบคุมอุณหภูมิ 25±2 องศาเซลเซียส และความชื้น 70±10%

2.9 เมื่อครบเวลา 24 ชั่วโมง นับจำนวนยุงตายและรอดชีวิตในแต่ละกระบอก

3. การวิเคราะห์ข้อมูลและแปลผล

3.1 คำนวณช่วงเวลาที่ทำให้ยุงทดสอบสลบร้อยละ 50.00 (knockdown time 50 หรือ KT_{50}) ด้วยโปรแกรมสำเร็จรูปวิเคราะห์ probit analysis

3.2 คำนวณอัตราตายของยุงทดสอบที่ 24 ชั่วโมง

อัตราตาย (%) = (จำนวนยุงทดสอบตาย/จำนวนยุงทดสอบทั้งหมด) x 100

เกณฑ์การแปลผลขององค์การอนามัยโลก (WHO) ค.ศ. 2022[8] คือ

- อัตราตาย ≥ ร้อยละ 98 : ยุงมีความไวต่อสารเคมี (susceptibility)
- อัตราตายร้อยละ 90–97 : ยุงอาจจะต้านทานต่อสารเคมี (possible resistance)
- อัตราตาย < ร้อยละ 90 : ยุงมีความต้านทานต่อสารเคมี (confirmed resistance)

หมายเหตุ: ถ้ายุงในกระบอกควบคุมตายร้อยละ 5–20 ให้ปรับค่าเป็นอัตราตายจริงโดยใช้ Abbott’s formula และถ้าพบว่ายุงในกระบอกควบคุมตายมากกว่า ร้อยละ 20 ถือว่าการทดสอบล้มเหลวต้องทำการทดสอบใหม่

ผลการวิจัย

จากการนำยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* ที่แข็งแรง จำนวน 34 ตัว มาทำการทดสอบความไวต่อสารเคมี deltamethrin 0.05% โดยจำแนกเป็นกลุ่มควบคุม จำนวน 2 ตัว และกลุ่มทดลอง จำนวน 32 ตัว พบว่า กลุ่มทดลองมียุงที่สลบสะสม (knocked down) ตามช่วงเวลาต่างๆ ดังนี้ นาทีที่ 10 ไม่พบยุงที่สลบ (ร้อยละ 0.00) นาทีที่ 20 พบจำนวน 5 ตัว (ร้อยละ 15.63) นาทีที่ 30 พบจำนวน 31 ตัว (ร้อยละ 96.88) นาทีที่ 40 50 และ 60 พบจำนวน 32 ตัวเท่ากัน (ร้อยละ 100.00) และอัตรายุงสลบภายหลังสัมผัสสารเคมีครบ 60 นาที คิดเป็นร้อยละ 100.00 ส่วนยุงในกลุ่มควบคุมไม่มีการสลบตลอดช่วงเวลาที่ทดสอบ และเมื่อคำนวณเวลาที่ทำให้ยุงสลบ ร้อยละ 50.00 (KT_{50}) เท่ากับ 23.06 นาที รายละเอียดตารางที่ 1

เมื่อนำยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* ในกลุ่มควบคุม จำนวน 2 ตัว และกลุ่มทดลองที่สลบจำนวน 32 ตัว ไปเลี้ยงต่อ 24 ชั่วโมง พบว่า ยุงทดลองจำนวน 32 ตัว ตายทั้งหมด อัตราตาย ร้อยละ 100.00 ในขณะที่ยุงควบคุมรอดชีวิตทั้งหมด จึงไม่มีการปรับค่าอัตราตายจริงด้วย Abbott’s formula และเมื่อนำผลการทดสอบไปแปลผล แสดงให้เห็นว่ายุงก้นปล่องชนิด Anopheles dirus มีความไวต่อสารเคมี deltamethrin 0.05% รายละเอียดดังตารางที่ 2

สรุปและอภิปรายผล

การศึกษาความไวของยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* ต่อสารเคมี deltamethrin 0.05% ในพื้นที่อำเภอบัวเชด จังหวัดสุรินทร์ ไม่มีการปรับค่าอัตราตายจริงด้วย Abbott’s formula ตามข้อกำหนดขององค์การอนามัยโลก เนื่องจากยุงในกลุ่มควบคุมรอดชีวิตทุกตัว คิดเป็นร้อยละ 100.00 (องค์การอนามัยโลกได้กำหนดให้ใช้ Abbott’s formula ก็ต่อเมื่อยุงในกระบอกควบคุมตายในอัตราร้อยละ 5–20 เพื่อให้ผลการทดสอบมีความแม่นยำยิ่งขึ้น)[8] จากผลการศึกษาพบว่า ยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* เริ่มสลบหลังสัมผัสสารเคมีในเวลา 20 นาที ร้อยละ 15.63 และหลังสัมผัสสารเคมีในเวลา 40 นาที ยุงสลบร้อยละ 100.00 ซึ่งการที่อัตรายุงสลบในนาทีที่ 20 น้อยกว่านาทีที่ 40 นั้น เนื่องจากในช่วงแรกสารเคมียังไม่สามารถซึมผ่านเข้าสู่เนื้อเยื่อสำคัญของยุงได้มากพอ แต่เมื่อเวลาผ่านไปนานขึ้น สารเคมีจะซึมผ่านและเกิดการสะสมในตัวยุงมากขึ้น ทำให้ระบบการทำงานของอวัยวะต่าง ๆ เกิดความเสียหายและมีโอกาสตายมากขึ้น[9,10,11]

ตารางที่ 1 อัตราการสลบของยุงก้นปล่อง *Anopheles dirus* หลังสัมผัสสารเคมี deltamethrin 0.05% ระยะเวลา 60 นาที

กลุ่มที่ศึกษา	จำนวนซ้ำ	จำนวนยุงทดสอบ	จำนวนยุงที่สลบสะสม (knocked down)						KT_{50} (95%CI)
			10 นาที	20 นาที	30 นาที	40 นาที	50 นาที	60 นาที	
กลุ่มควบคุม (ร้อยละ)	1	2	0 (0.00)	0 (0.00)	0 (0.00)	0 (0.00)	0 (0.00)	0 (0.00)	0.00
กลุ่มทดลอง (ร้อยละ)	1	8	0	1	8	8	8	8	23.06 (21.63, 24.80)
	2	8	0	1	8	8	8	8	
	3	8	0	1	8	8	8	8	
	4	8	0	2	7	8	8	8	
	รวม	32	0 (0.00)	5 (15.63)	31 (96.88)	32 (100.00)	32 (100.00)	32 (100.00)	

ตารางที่ 2 อัตราตายของยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* หลังนำไปเลี้ยงต่ออีก 24 ชั่วโมง

กลุ่มที่ศึกษา	จำนวนซ้ำ	จำนวนยุงทดสอบ	ที่ 24 ชม. หลังสัมผัสสารเคมี			การแปลผล
			จำนวนตาย	อัตราตาย (%)	Abbott's formula (%)	
กลุ่มควบคุม	1	2	0	0	-	-
กลุ่มทดลอง	4	32	32	100.00	-	มีความไวต่อสารเคมี

โดยเวลาที่ทำให้ยุงสลบ ร้อยละ 50.00 (KT_{50}) ของการทดสอบนี้คือ 23.06 นาที และเมื่อนำยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* ที่สลบไปเลี้ยงต่ออีก 24 ชั่วโมง พบว่า อัตราตายอยู่ที่ร้อยละ 100.00 จากการศึกษาในครั้งนี้แสดงให้เห็นว่ายุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* ในพื้นที่อำเภอบัวเชด จังหวัดสุรินทร์ มีความไวต่อสารเคมี deltamethrin 0.05% อาจเนื่องจากพื้นที่ที่ใช้ในการจับยุงมีลักษณะเป็นป่าเขา ไม่มีการพ่นสารเคมีแบบฤทธิ์ตกค้างที่พักอาศัยเป็นเวลาหลายปี และอยู่ห่างไกลจากพื้นที่สวนยางพาราราว 15 กิโลเมตร ทำให้ยุงไม่ค่อยได้สัมผัสสารเคมี หรือสัมผัสสารเคมีในกลุ่มออร์แกโนฟอสเฟต กลุ่มคาร์บาเมต และอื่นๆ[12] ที่ไม่ใช่สารในกลุ่มไพรีทรอยด์ ทำให้ไม่ถูกกระตุ้นให้สร้างความต้านทานต่อสารเคมี ซึ่งการใช้สารเคมีกำจัดแมลงเป็นระยะเวลานานและใช้หลากหลายชนิด รวมทั้งการใช้สารเคมีไม่ถูกต้อง การใช้ในอัตราเข้มข้นไม่เหมาะสม ล้วนเป็นสาเหตุสำคัญที่ช่วยกระตุ้นให้ยุงสร้างความต้านทานต่อสารเคมี โดยมีกลไกสร้างความต้านทาน ได้แก่ การเปลี่ยนแปลงโครงสร้างของตัวยุงหรือผิวหนังภายนอก เช่น ผนังผิวหนังที่หนาขึ้น ปริมาณไขมันในผิวหนังมากขึ้น ทำให้สารเคมีซึมผ่านได้ยากและมีชั้นกักเก็บไขมันได้มากขึ้น[13,14] การเพิ่มหรือเปลี่ยนแปลงเอนไซม์ cytochrome P450

monooxygenases, carboxylesterases, glutathione S-transferases ในยุง เพื่อย่อยสลายหรือเปลี่ยนสารเคมีให้มีฤทธิ์ลดลงและการกลายพันธุ์หรือเปลี่ยนแปลงในยีนที่เกี่ยวข้อง ทำให้สารเคมีจับกับยีนเป้าหมายได้ยากขึ้น[15,16]

จากผลการศึกษา พบว่า ยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* ในพื้นที่อำเภอบัวเชด จังหวัดสุรินทร์ มีความไวต่อสารเคมี deltamethrin 0.05% สอดคล้องกับการศึกษาในหลายพื้นที่ อาทิเช่น การศึกษาของ Anchana Sumarnrote และคณะ พบว่า ยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* ในพื้นที่จังหวัดอุบลราชธานี มีความไวต่อสารเคมี deltamethrin 0.05% โดยมีอัตราตาย ร้อยละ 100.00[17] การศึกษาของ Dechen Pemo และคณะ พบว่า ยุงรุ่น F1 ของยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* ในพื้นที่จังหวัดกาญจนบุรี มีความไวต่อสารเคมี deltamethrin 0.05% โดยมีอัตราตาย ร้อยละ 100.00[9] การศึกษาของ Suntorn Pimnon และ Adisak Bhumiratana พบว่า ยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* ในพื้นที่ป่าสวนยางพารา อำเภอบ่อไร่ จังหวัดตราด มีความไวต่อสารเคมี deltamethrin 0.05% โดยมีอัตราตาย ร้อยละ 100.00[18] การศึกษาของ วนิดา เลิศวิจิตรธนา พบว่า ยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles* (*Cellia*) *dirus* เมื่อสัมผัสสารเคมี deltamethrin 0.01% เป็นเวลา 60 นาที ยุงเพศผู้จากสายพันธุ์จังหวัดอุดรธานี และจังหวัดนครศรีธรรมราช มีอัตราตาย ร้อยละ 100.00 และ 86.40 ตามลำดับ ส่วนยุงเพศเมียจากสายพันธุ์จังหวัดอุดรธานี และจังหวัดนครศรีธรรมราช มีอัตราตาย ร้อยละ 92.00 และ 79.20 ตามลำดับ[19] นอกจากนี้ การศึกษาในประเทศเพื่อนบ้าน เช่น เมือง Kayin ประเทศเมียนมาร์ พบยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* มีความไวต่อสารเคมี Deltamethrin 0.05% โดยมีอัตราตาย ร้อยละ 100.00 แสดงให้เห็นว่า สารเคมี deltamethrin 0.05% มีประสิทธิภาพสูงในการควบคุมยุงก้นปล่องในหลายพื้นที่[20] ในขณะเดียวกันก็พบการรายงาน ว่ายุงก้นปล่องหลายชนิดเริ่มมีความต้านทานต่อสารเคมี deltamethrin 0.05% เช่น การศึกษาของ Daibin Zhong และคณะ พบว่า ยุงก้นปล่องจากเมือง Banmauk ประเทศเมียนมาร์ *Anopheles barbirostris, Anopheles hyrcanus, Anopheles vagus* มีความต้านทานต่อสารเคมี deltamethrin 0.05% ได้เช่นกัน[21] การศึกษาของ Sebastien Marcombe และคณะ พบว่า ในประเทศลาว ยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles vagus* มีความต้านทานต่อสารเคมี deltamethrin 0.05% ในขณะที่ยุงก้นปล่องชนิดอื่นยังมีความไวต่อสารเคมี[10] การศึกษาของ Victor Chaumeau และคณะที่ศึกษาความต้านทานสารเคมีของยุงพาหะนำโรคไข้มาลาเรียบริเวณชายแดนไทย-พม่า พบว่า ยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles vagus*, *Anopheles hyrcanus Anopheles jamesii*, *Anopheles barbirostris* และ *Anopheles maculatus* มีความต้านทานต่อ deltamethrin 0.05% ส่วนยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles minimus* มีความไวต่อ deltamethrin 0.05% ลดลง[22] ดังนั้นจึงควรมีการเฝ้าระวังความไวต่อสารเคมีของยุงก้นปล่องอย่างต่อเนื่อง

การศึกษาครั้งนี้มีปัจจัยที่เกี่ยวข้องซึ่งส่งผลต่อจำนวนยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* ที่ใช้ในการทดสอบความไวต่อสารเคมีหลายประการ ได้แก่ 1) ฤดูกาล การจับยุงในเดือนพฤศจิกายน เป็นช่วงฤดูหนาวทำให้ยุงมีปริมาณน้อย ซึ่งโดยทั่วไปยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* จะชุกชุมในช่วงฤดูฝน เนื่องจากมีน้ำขัง สภาพแวดล้อมเหมาะต่อการวางไข่และขยายพันธุ์[23,24,25] 2) ช่วงเวลาในการจับยุง ตั้งแต่เวลา 18.00–24.00 น. (รวม 6 ชั่วโมง) ยังไม่ครอบคลุมช่วงเวลาออกหากินของยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* ซึ่งส่วนใหญ่จะออกหากินช่วงหัวค่ำถึงเวลา 05.00 น.[26] และ 3) สถานที่ในการทดสอบ เนื่องจากในพื้นที่ภาคสนามมีการควบคุมอุณหภูมิและความชื้นได้ไม่เหมาะสมเท่าที่ควร จึงต้องมีการขนย้ายยุงมาทำการทดสอบที่ห้องปฏิบัติการ ทำให้ยุงบางตัวอ่อนแอหรือเกิดการบาดเจ็บได้

ข้อเสนอแนะที่ได้จากการวิจัยครั้งนี้

1. สารเคมี deltamethrin 0.05% ยังมีประสิทธิภาพสูงในการกำจัดยุงก้นปล่องชนิด *Anopheles dirus* จึงสามารถนำมาใช้ป้องกันและควบคุมโรคไข้มาลาเรียในพื้นที่จังหวัดสุรินทร์ได้

2. ควรมีการเฝ้าระวังความไวต่อสารเคมีของยุงก้นปล่องอย่างต่อเนื่อง เพื่อจะได้ตรวจจับความต้านทานต่อสารเคมีอย่างรวดเร็ว

ข้อเสนอแนะการวิจัยครั้งต่อไป

1. เปลี่ยนช่วงเวลาในการจับยุงเป็นช่วงฤดูฝน ระหว่างเดือนพฤษภาคม-ตุลาคม และใช้เวลาในการจับยุงนานขึ้นหรือตลอดคืน เพื่อให้ได้ยุงมาทดสอบในปริมาณมาก

2. เพิ่มพื้นที่ศึกษาความไวต่อสารเคมีให้มากขึ้น เพื่อเป็นการเฝ้าระวังอย่างครอบคลุม

3. ศึกษาความไวในพื้นที่ภาคสนาม เพื่อลดความเสียหายของยุงและจะได้สะท้อนประสิทธิภาพของสารเคมีในสภาพจริง

4. ควรศึกษาความไวต่อสารเคมีชนิดอื่นหรือสารเคมีที่มีสารเสริมฤทธิ์ เพื่อหลีกเลี่ยงการใช้ซ้ำซากซึ่งจะทำให้เกิดการต้านทานต่อสารเคมีได้

กิตติกรรมประกาศ

ขอขอบคุณ กองกำกับการตำรวจตระเวนชายแดนที่ 21 จังหวัดสุรินทร์ และฐานปฏิบัติการเนิน 429 ที่ดูแลความปลอดภัยในขณะเข้าพื้นที่จับยุงก้นปล่อง ขอขอบคุณโรงพยาบาลส่งเสริมสุขภาพตำบลจรัส อำเภอบัวเชด จังหวัดสุรินทร์ ที่ช่วยประสานงานและให้ความอนุเคราะห์ที่พัก และอุปกรณ์

เอกสารอ้างอิง

1. World Health Organization. World malaria report 2024 [internet]. 2024 [cited 2025 February 14]. Available from: https://www.who.int/teams/global-malaria-programme/reports/world-malaria-report-2024
2. กรมควบคุมโรค. โครงการกำจัดโรคมาลาเรียประเทศไทย [อินเตอร์เน็ต]. 2566 [เข้าถึงเมื่อ 2567 ตุลาคม 20]. เข้าถึงได้จาก: https://malaria.ddc.moph.go.th/malariar10/home.php
3. The Roll Back Malaria Partnership. The global malaria action plan for a malaria-free world [internet]. 2008 [cited 2024 October 20]. Available from: https://www.afro.who.int/sites/default/files/2017-06/Gmapfull.pdf
4. Trung HD, Bortel WV, Sochantha T, Keokenchanh K, Briët OJ, Coosemans M. Behavioural heterogeneity of *Anopheles* species in ecologically different localities in Southeast Asia: a challenge for vector control. Trop Med Int Health 2005;10(3):251–62.
5. Sinka ME, Bangs MJ, Manguin S, Chareonviriyaphap T, Patil AP, Temperley WH, et al. The dominant *Anopheles* vectors of human malaria in the Asia-Pacific region: occurrence data, distribution maps and bionomic précis. Parasit & Vectors 2011;4:89.
6. กองมาลาเรีย กรมควบคุมโรคติดต่อ. คู่มือการใช้เดลตามิทรินในการควบคุมมาลาเรีย [อินเตอร์เน็ต]. 2540 [เข้าถึงเมื่อ 2567 ตุลาคม 30]. เข้าถึงได้จาก: https://e-lib.ddc.moph.go.th/pdf/Metamitrin/Metamitrin.pdf
7. World Health Organization. Global plan for insecticide resistance management in malaria vectors [internet]. 2012 [cited 2024 October 20]. Available from: https://iris.who.int/bitstream/handle/10665/78095/W
8. World Health Organization. Standard

operating procedure for testing insecticide susceptibility of adult mosquitoes in WHO tube tests [internet]. 2022 [cited 2024 November 3]. Available from: https://iris.who.int/bitstream/handle/10665/352316/9789240043831-eng.pdf
9. Pemo D, Komalamisra N, Sungvornyothin S, Attrapadung S. Efficacy of three insecticides against *Anopheles dirus* and *Anopheles minimus*, the major malaria vectors, in Kanchanaburi province, Thailand. Southeast Asian J Trop Med Public Health 2012;43(6):1339–45.
10. Marcombe S, Bobichon J, Somphong B, Phommavan N, Maithaviphet S, Nambanya S, et al. Insecticide resistance status of malaria vectors in Lao PDR. PLoS ONE 2017;12(4):1–13.
11. Saeung M, Ngoen-Klan R, Yan C, Kerdsawang J, Nararak J, Manguin S, et al. Effects of mosquito age and batch size on knockdown and mortality of laboratory-reared *Anopheles dirus*, *Anopheles minimus*, and wild-caught *Anopheles harrisoni* (Diptera: Culicidae) exposed to transfluthrin using WHO tube and CDC bottle bioassay. Journal of Medical Entomology 2024;61(2):427–41.
12. องค์การกองทุนสัตว์ป่าโลกสากล สำนักงานประเทศไทย. คู่มือการจัดการสวนยางพาราอย่างยั่งยืนสำหรับเกษตรกรรายย่อย เพื่อมุ่งสู่มาตรฐานการจัดการป่าไม้อย่างยั่งยืน (FSCTM) [อินเตอร์เน็ต].2564 [เข้าถึงเมื่อ 2568 พฤษภาคม 8]. เข้าถึงได้จาก: https://wwfasia.awsassets.panda.org/downloads/1__e_book__wwf_sr4sh_edit_20211116_nk_ss_1.pdf
13. Hemingway J, Hawkes NJ, McCarroll L, Ranson H. The molecular basis of insecticide resistance in mosquitoes. Insect Biochem Mol Biol 2004;34(7):653–65.
14. Balabanidou V, Kampouraki A, MacLean M, Blomquist GJ, Tittiger C, Juárez MP, et al. Cytochrome P450 associated with resistance to pyrethroids metabolizes cuticular hydrocarbons in *Anopheles gambiae*. PNAS 2016;113(33):9268–73.
15. Vontas J, Kioulos E, Pavlidi N, Morou E, della Torre A, Ranson H. Insecticide resistance in the major dengue vectors *Aedes albopictus* and *Aedes aegypti*. Pesticide Biochemistry and Physiology 2012;104(2):126–31.
16. Li X, Schuler MA, Berenbaum MR. Molecular mechanisms of metabolic resistance to synthetic and natural xenobiotics. Annu Rev Entomol 2007;52(1):231–53.
17. Sumarnrote A, Overgaard HJ, Marasri N, Fustec B, Thanispong K, Chareonviriyaphap T, et al. Status of insecticide resistance in Anopheles mosqui toes in Ubon Ratchathani province, Northeastern Thailand. Malaria Journal 2017;16(1):1–13.
18. Pimnon S, Bhumiratana A. Adaptation of *Anopheles* vectors to anthropogenic malaria-associated rubber plantations and indoor residual spraying: establishing population dynamics and insecticide susceptibility. Can J Infect

Dis Med Microbiol 2018:9853409.
19. วนิดา เลิศวิจิตรธนา, ชูศักดิ์ ประสิทธิสุข. ความไวและความต้านทานของยุงก้นปล่อง *Anopheles* (*Cellia*) *dirus* สามสายพันธุ์จากท้องถิ่น ต่อดีดีทีและสารฆ่าแมลงบางชนิด [วิทยานิพนธ์วิทยาศาสตรมหาบัณฑิต]. กรุงเทพฯ: จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย; 2529.
20. Mya MM, Thaung S, Than Kyi NT, Hsan Oo KA, Oo NN. Distribution, survivability and susceptibility status of *Anopheles* mosquitoes in Kamamaung Township, Kayin State in Myanmar. MEJAST 2024; 7(1):146–62.
21 .Zhong D, Aung PL, Mya MM, Wang X, Qin Q, Soe MT, et al. Community structure and insecticide resistance of malaria vectors in northern-central Myanmar. Parasit Vectors 2022;15(1): 155.
22. Chaumeau V, Cerqueira D, Zadrozny J, Kittiphanakun P, Andolina C, Chareonviriyaphap T, et al. Insecticide resistance in malaria vectors along the Thailand-Myanmar border. Parasit & Vectors 2017;10:165.
23. Sumruayphol S, Chaiphongpachara T, Samung Y, Ruangsittichai J, Cui L, Zhong D, et al. Seasonal dynamics and molecular differentiation of three natural Anopheles species (Diptera: Culicidae) of the Maculatus group (Neocellia series) in malaria hotspot villages of Thailand. Parasites & Vectors 2020;13:574.
24. Saeung A. Anopheles (Diptera: Culicidae) species complex in Thailand: identification, distribution, bionomics and malaria-vector importance. International Journal of Parasitology Research. 2012; 4(1):75–82.
25. Marasri N, Overgaard HJ, Sumarnrote A, Thanispong K, Corbel V, Chareonviriyaphap T. Abundance and distribution of Anopheles mosquitoes in a malaria endemic area along the Thai-Lao border. Journal of Vector Ecology 2017;42(2):325–34.
26. Yanmanee S, Seethamchai S, Kuamsab N, Karaphan S, Suwonkerd W, Jongwutiwes S, et al. Natural vectors of *Plasmodium knowlesi* and other primate, avian and ungulate malaria parasites in Narathiwat Province, Southern Thailand. Sci Rep 2023;13: 8875.