JVBDthai
Journal of Vector Borne Diseases
วารสารโรคติดต่อนำโดยแมลง

ปีที่ 17 ประจำเดือน มกราคม – ธันวาคม 2563

วารสาร โรคติดต่อนำโดยแมลง

Contents

บทบรรณาธิการ

Editorial

นิพนธ์ต้นฉบับ

การเปรียบเทียบประสิทธิภาพการตรวจหาเชื้อมาลาเรียระหว่างเทคนิคปฏิกิริยาลูกโซ่พอลิเมอเรสเชิงปริมาณกับการตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์ในพื้นที่ระบาดของประเทศไทย พ.ศ. 2560-2563

โดย พัชริดา บุญเดช, รุ่งนิรันดร์ สุขอร่าม, พลวัชร์ เรืองศิรรักษ์

สารป้องกันการแข็งตัวของเลือดในการเพาะเลี้ยงยุงลายบ้าน *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) ในห้องปฏิบัติการ

โดย นูรไอนี ยายา, กราญ์จนา กาอินชุม

Original Articles

Comparison between Quantitative Polymerase Chain Reactionand Microscopic Examination for Malaria Detection in Endemic Areas of Thailand, 2017-2020

By Patcharida Boondej, Rungnirun Sugaram, Ponlawat Ruangsirarak

Anticoagulants in in Blood Meal Feeding for Laboratory Rearing of Aedes aegypti (Diptera: Culicidae)

By Nur-ainee Yaya, Krajana Tainchum

รายงานปริทัศน์

กองโรคติดต่อนำโดยแมลงองค์กรแห่งความสุข ปี 2562

โดย ดวงกมล หาทวี

การชุบมุ้งด้วยสารเคมีควบคุมยุงพาหะนำโรคไข้มาลาเรีย

โดย คณัจฉรีย์ ธานิสพงศ์

Review Articles

Division of Vector-Borne Diseases - A Happy Organization 2019

By Duangkamon Hathawee

Insecticide-impregnated mosquito nets for controlling malaria vector

By Kanutcharee Thanispong

กองโรคติดต่อนำโดยแมลง
กรมควบคุมโรค กระทรวงสาธารณสุข
www.ddc.moph.go.th/dvb/

หลักเกณฑ์และคำแนะนำสำหรับเรื่องลงพิมพ์
Instructions for submission of manuscript

วารสารโรคติดต่อนำโดยแมลงยินดีรับบทความวิชาการหรือรายงานผลการวิจัย ตลอดจนผลงานการควบคุมโรคที่เกี่ยวกับโรคติดต่อนำโดยแมลง ทั้งนี้กองบรรณาธิการขอสงวนสิทธิ์ในการตรวจทาน แก้ไขต้นฉบับและพิจารณาตีพิมพ์ตามความเหมาะสม บทความทุกประเภทจะได้รับการพิจารณา ถึงความถูกต้อง ความน่าเชื่อถือ ความน่าสนใจ ตลอดจนความเหมาะสมของเนื้อหาจากผู้ทรงคุณวุฒิจากในหรือนอกกองบรรณาธิการ โดยมีหลักเกณฑ์ และคำแนะนำทั่วไปดังนี้

1. **ประเภทบทความ** บทความที่จะได้รับการตีพิมพ์ในวารสารควรเป็นบทความประเภทใดประเภทหนึ่ง ดังต่อไปนี้
   1.1. นิพนธ์ต้นฉบับ (Original article) เป็นรายงานการวิจัยที่เกี่ยวข้องกับโรคติดต่อนำโดยแมลงที่ไม่เคยตีพิมพ์ที่ใดมาก่อน
   1.2. รายงานปริทัศน์ (Review article) เป็นบทความเพื่อฟื้นฟูวิชาการซึ่งรวบรวมผลงานเกี่ยวกับเรื่องใดเรื่องหนึ่งโดยเฉพาะที่เคยลงตีพิมพ์ในวารสารอื่นมาแล้ว โดยนำเรื่องมาวิเคราะห์ วิจารณ์และ เปรียบเทียบเพื่อให้เกิดความกระจ่างแก่ผู้อ่านเกี่ยวกับเรื่องนั้น
   1.3. รายงานผู้ป่วย (Case report) เป็นรายงานเกี่ยวกับการวินิจฉัยโรคในผู้ป่วยรายที่น่าสนใจทั้งด้านประวัติ ผลการตรวจร่างกาย และการตรวจทางห้องปฏิบัติการคลินิกร่วมกัน
   1.4. ย่อวารสาร (Abstract review) เป็นการย่อบทความทางวิชาการด้านโรคติดต่อนำโดยแมลง และวิทยาการที่เกี่ยวข้องที่น่าสนใจ ซึ่งได้รับการตีพิมพ์แล้วในวารสารนานาชาติเป็นภาษาไทย
   1.5. บทวิจารณ์หนังสือ (Book review) เป็นการแนะนำหนังสือน่าอ่านโดยผู้วิจารณ์แสดงความคิดเห็นรวมทั้งสรุปสาระสำคัญของผลงานนั้น ๆโดยยึดหลักการเที่ยงธรรมวิจารณ์ให้เกิดปัญญา

2. **การเตรียมต้นฉบับ**
   2.1 หน้าแรกประกอบด้วย ชื่อเรื่อง ชื่อผู้เขียนและสถานที่ทำงานทั้งภาษาไทยและภาษาอังกฤษและระบุชื่อผู้เขียนที่รับผิดชอบในการติดต่อไว้ให้ชัดเจน ชื่อเรื่องควรใช้ภาษาที่เข้าใจง่าย สั้น และได้ใจความตรงตามเนื้อเรื่องหากใช้คำย่อต้องเขียนคำเต็มไว้ครั้งแรกก่อน
   2.2 เนื้อเรื่องและการใช้ภาษา เนื้อเรื่องอาจเป็นภาษาไทยหรือภาษาอังกฤษ ถ้าเป็นภาษาไทยให้ยึดหลักพจนานุกรมฉบับราชบัณฑิตยสถาน และควรใช้ภาษาไทยให้มากที่สุด ยกเว้นคำภาษาอังกฤษที่แปลแล้วได้ใจความไม่ชัดเจน
   2.3 ภาพประกอบและตาราง ถ้าเป็นภาพลายเส้นต้องเขียนด้วยหมึกดำบนกระดาษหนามันถ้าเป็นภาพถ่ายควรเป็นภาพสไลด์หรืออาจใช้ภาพขาวดำขนาดโปสการ์ดแทนก็ได้ การเขียนคำอธิบายให้เขียนแยกต่างหากอย่าเขียนลงในรูป
   2.4 นิพนธ์ต้นฉบับให้เรียงลำดับเนื้อหาดังนี้ บทคัดย่อภาษาไทยและภาษาอังกฤษพร้อมคำรหัส (Key word) ไม่เกิน 5 คำ บทนำ (Introduction) วัสดุและวิธีการ (Material and Methods) ผลการศึกษา (Results) สรุปและวิจารณ์ผลการศึกษา (Conclusion and Discussion) กิตติกรรมประกาศ (Acknowledgement) และเอกสารอ้างอิง (References)
   2.5 เอกสารอ้างอิง
      1) ผู้เขียนต้องรับผิดชอบในความถูกต้องของเอกสารอ้างอิง การอ้างอิงเอกสารใช้ระบบ Vancouver
      2) การอ้างอิงเอกสารใด ๆ ให้ใช้เครื่องหมายเชิงอรรถเป็นหมายเลข โดยใช้หมายเลข 1 สำหรับเอกสารอ้างอิงอันดับแรกและเรียงต่อตามลำดับแต่ถ้าต้องการอ้างอิงซ้ำให้ใช้หมายเลขเดิม
      3) เอกสารอ้างอิงหากเป็นวารสารภาษาอังกฤษให้ใช้ชื่อย่อวารสารตามหนังสือ Index Medicus การใช้เอกสาร อ้างอิงไม่ถูกแบบ จะทำให้เรื่องที่ส่งมา เกิดความล่าช้าในการพิมพ์ เพราะต้องมีการติดต่อผู้เขียนเพื่อขอข้อมูลเพิ่มเติมให้ครบตามหลักเกณฑ์

3. **การส่งต้นฉบับ**

   ส่งต้นฉบับของบทความทุกประเภท เป็น Electronic file ไปที่ผู้จัดการวารสารโรคติดต่อนำโดยแมลง jvbdmanager@gmail.com

4. **การรับเรื่องต้นฉบับ**
   4.1 เรื่องที่รับไว้กองบรรณาธิการจะแจ้งตอบรับให้ผู้เขียนทราบ
   4.2 เรื่องที่ไม่ได้รับพิจารณาลงพิมพ์ กองบรรณาธิการจะแจ้งให้ทราบ
   4.3 เรื่องที่ได้รับพิจารณาลงพิมพ์ กองบรรณาธิการจะส่งวารสารให้ผู้เขียน เรื่องละ 1 เล่ม

5. **เงื่อนไขการพิมพ์**

ผลงานที่ส่งมาลงตีพิมพ์ต้องไม่เคยตีพิมพ์หรือกำลังรอตีพิมพ์ที่วารสารอื่นๆ หากเคยนำเสนอในที่ประชุมวิชาการใด ให้ระบุเป็นเชิงอรรถ (foot note) ไว้ในหน้าแรกของบทความ ลิขสิทธิ์ในการเผยแพร่ของบทความที่ได้รับการตีพิมพ์เป็นของวารสารโรคติดต่อนำโดยแมลง

ความรับผิดชอบ

บทความทุกประเภทที่ลงพิมพ์ในวารสารโรคติดต่อนำโดยแมลงถือเป็นผลงานทางวิชาการ การวิจัย วิเคราะห์ ตลอดจนความเห็นส่วนตัวของ ผู้เขียนบทความนั้นๆ ไม่ใช่ความเห็นของกองบรรณาธิการวารสารและไม่ใช่ความเห็นของสำนักโรคติดต่อนำโดยแมลงแต่ประการใด ผู้เขียนจำต้อง รับผิดชอบต่อบทความของตน

CONTENTS สารบัญ

บทบรรณาธิการ		Editorial
นิพนธ์ต้นฉบับ **การเปรียบเทียบประสิทธิภาพการตรวจหาเชื้อมาลาเรียระหว่างเทคนิคปฏิกิริยาลูกโซ่พอลิเมอเรสเชิงปริมาณกับการตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์ในพื้นที่ระบาดของประเทศไทย พ.ศ. 2560-2563** **โดย** พัชริดา บุญเดช รุ่งนิรันดร์ สุขอร่าม พลวัชร์ เรืองศิรรักษ์	1	Original Articles Comparison between Quantitative Polymerase Chain Reaction and Microscopic Examination for Malaria Detection in Endemic Areas of Thailand, 2017-2020 By Patcharida Boondej Rungnirun Sugaram Ponlawat Ruangsirarak
สารป้องกันการแข็งตัวของเลือดในการเพาะเลี้ยงยุงลายบ้าน *Aedes aegypti (Diptera: Culicidae)* ในห้องปฏิบัติการ **โดย** *นูรไอนี ยายา* *กราญ์จนา ถาอินชุม*	11	Anticoagulants in in Blood Meal Feeding for Laboratory Rearing of Aedes aegypti (Diptera: Culicidae By Nur-ainee Yaya Krajana Tainchum
รายงานปริทัศน์ **กองโรคติดต่อนำโดยแมลงองค์กรแห่งความสุข ปี 2562** **โดย** *ดวงกมล หาทวี*	23	Review Articles Division of Vector-Borne Diseases - A Happy Organization 2019 By Duangkamon Hathawee
การชุบมุ้งด้วยสารเคมีควบคุมยุงพาหะนำโรคไข้มาลาเรีย **โดย** *คณัจฉรีย์ ธานิสพงศ์*	29	Insecticide-impregnated mosquito nets for controlling malaria vector By Kanutcharee Thanispong

บทบรรณาธิการ

วารสารโรคติดต่อนำโดยแมลง ฉบับนี้มีผลงานทางวิชาการที่น่าสนใจ มีผลการศึกษาเชิงลึกระดับโมเลกุล การทดสอบเบื้องต้นในห้องปฏิบัติการ และยังมีการรายงานปริทัศน์ที่น่าสนใจ

ผลงานทางวิชาการที่ได้จากการศึกษาเชิงลึกในระดับโมเลกุล เรื่อง **"การเปรียบเทียบประสิทธิภาพการตรวจหาเชื้อมาลาเรียระหว่างเทคนิคปฏิกิริยาลูกโซ่พอลิเมอเรสเชิงปริมาณกับการตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์ในพื้นที่ระบาดของประเทศไทย พ.ศ. 2560-2563"** จะช่วยหาประสิทธิภาพของการตรวจเชื้อมาลาเรีย 2 เทคนิคที่ใช้ในการวินิจฉัยโรคมาลาเรียในปัจจุบัน ซึ่งประสิทธิภาพของแต่ละเทคนิคจะมีข้อจำกัด เช่น ความหนาแน่นของเม็ดเลือด ปริมาณของเชื้อ เป็นต้น ดังนั้นข้อมูลที่ได้จากการเปรียบเทียบประสิทธิภาพดังกล่าวจะใช้ประโยชน์ในการเลือกเทคนิคการวินิจฉัยที่เหมาะสมกับตัวอย่างเลือดที่มี และเป็นข้อมูลทางด้านระบาดวิทยาช่วยให้การควบคุมและป้องกันการแพร่เชื้อมาลาเรีย ได้ดีมากขึ้น

นอกจากนี้ ยังมีเรื่องที่น่าสนใจ ที่เป็นการศึกษาวิจัยในห้องปฏิบัติการ เรื่อง **"สารป้องกันการแข็งตัวของเลือดในการเพาะเลี้ยงยุงลายบ้าน *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) ในห้องปฏิบัติการ"** ผลการศึกษาที่ได้นำมาเผยแพร่ในวารสารฉบับนี้จะเป็นประโยชน์มากสำหรับการปฏิบัติงานด้านกีฏวิทยา เมื่อนำไปปรับใช้ในการเลี้ยงยุง จะทำให้สามารถเพิ่มปริมาณยุงได้จำนวนมาก เพียงพอกับการทดสอบทางกีฏวิทยาในแต่ละครั้ง นอกจากนี้ยังช่วยลดการใช้สัตว์ทดลอง ในการใช้เป็นแหล่งเลือดอาหารของยุงได้

ท้ายสุดของวารสารฉบับนี้ จะเป็นรายงานปริทัศน์ 2 เรื่องที่น่าสนใจ คือ เรื่อง"กองโรคติดต่อนำโดยแมลงองค์กรแห่งความสุข ปี 2562" ซึ่ง ตลอดทั้งปี 2562 กองโรคติดต่อนำโดยแมลง ได้ขับเคลื่อนกิจกรรมต่างๆ เพื่อให้องค์กรเป็นองค์กรที่มีความสุข บุคลากรมีสุขภาพที่ดี และสร้างความสามัคคี และรายงานปริทัศน์ ที่น่าสนใจอีกเรื่องหนึ่ง คือ "การชุบมุ้งด้วยสารเคมีควบคุมยุงพาหะนำโรคไข้มาลาเรีย" รายงานปริทัศน์นี้สามารถนำไปเป็นแนวทางการปฏิบัติงานของเจ้าหน้าที่หรือผู้นำชุมชนในการควบคุมยุงก้นปล่องพาหะนำโรคไข้มาลาเรีย ในพื้นที่แพร่เชื้อมาลาเรีย หรือใช้เทคนิคการชุบมุ้งด้วยสารเคมีไปปรับใช้สำหรับการชุบเสื้อผ้าเมื่อเข้าไปทำงานในป่า/ค้างคืนในป่า เป็นต้น

บรรณาธิการการบริหาร

นิพนธ์ต้นฉบับ (Original Articles)

การเปรียบเทียบประสิทธิภาพการตรวจหาเชื้อมาลาเรียระหว่างเทคนิคปฏิกิริยาลูกโซ่พอลิเมอเรสเชิงปริมาณกับการตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์ในพื้นที่ระบาดของประเทศไทย พ.ศ. 2560-2563

Comparison between Quantitative Polymerase Chain Reaction and Microscopic Examination for Malaria Detection in Endemic Areas of Thailand, 2017-2020

พัชริดา	บุญเดช	Patcharida	Boondej
รุ่งนิรันดร์	สุขอร่าม	Rungnirun	Sugaram
พลวัชร์	เรืองศิรรักษ์	Ponlawat	Ruangsirarak

บทคัดย่อ

โรคไข้มาลาเรียเป็นโรคติดเชื้อที่เกิดจากโปรโตซัวในกลุ่มพลาสโมเดียม *(Plasmodium spp.)* ถึงแม้จะมียารักษาให้หายขาดได้ แต่หากวินิจฉัยล่าช้าและรักษาไม่ทันท่วงที อาจทำให้ผู้ป่วยเสียชีวิตได้ การศึกษานี้มีวัตถุประสงค์เพื่อเปรียบเทียบประสิทธิภาพการตรวจหาเชื้อมาลาเรียระหว่างเทคนิคอณูชีวโมเลกุล (Quantitative PCR; qPCR) กับการตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์ โดยทำการศึกษาในตัวอย่างผู้ป่วยมาลาเรียจำนวน 198 ราย ที่เก็บระหว่างปี พ.ศ. 2560-2563 จากโครงการเฝ้าระวังประสิทธิผลของยาต้านมาลาเรีย (Integrated Drug Efficacy Surveillance; iDES) ในพื้นที่ระบาดของ 14 จังหวัด ได้แก่ แม่ฮ่องสอน เชียงราย เชียงใหม่ ตาก ศรีสะเกษ อุบลราชธานี ชลบุรี ระนอง ประจวบคีรีขันธ์ ชุมพร สุราษฎร์ธานี นครศรีธรรมราช พังงา และยะลา ผลการศึกษาพบความสอดคล้องของผลการตรวจทั้งสองวิธีร้อยละ 94.95 (188 ตัวอย่าง) และผลไม่สอดคล้องร้อยละ 5.05 (10 ตัวอย่าง) โดยส่วนใหญ่เป็นการติดเชื้อมาลาเรียมากกว่าหนึ่งชนิดและการติดเชื้อ *P. knowlesi* เมื่อเปรียบเทียบประสิทธิภาพการตรวจ พบว่า qPCR มีความถูกต้อง ความไว และความจำเพาะร้อยละ 100 แม้ว่า qPCR จะมีต้นทุนสูงกว่า แต่ความแม่นยำของผลการตรวจสามารถนำไปใช้เป็นข้อมูลทางระบาดวิทยาเพื่อการควบคุมและป้องกันโรคได้อย่างมีประสิทธิภาพ

คำสำคัญ: การตรวจปฏิกิริยาลูกโซ่พอลิเมอเรสเชิงปริมาณ, มาลาเรีย

บทคัดย่อ

Malaria is an infectious disease caused by Plasmodium spp. Although treatable, delayed diagnosis and treatment can result in fatal outcomes. This study aimed to compare the effectiveness between quantitative Polymerase Chain Reaction (qPCR) and microscopic examination for malaria detection. A total of 198 malaria patient samples were collected during 2017-2020 under the Integrated Drug Efficacy Surveillance (iDES) program from 14 malaria-endemic provinces in Thailand , including Mae Hong Son, Chiang Rai, Chiang Mai, Tak, Sisaket, Ubon Ratchathani, Chonburi, Ranong, Prachuap Khiri Khan, Chumphon, Surat Thani, Nakhon Si Thammarat, Phang Nga, and Yala. The results showed 94.95% (188 samples) concordance between both methods, while 5.05% (10 samples) showed discordant results, primarily in cases of mixed infections and *P. knowlesi* infection. The qPCR method demonstrated 100% accuracy, sensitivity, and specificity compared to microscopic examination. Although qPCR has a higher cost than microscopic examination, its precise results provide valuable epidemiological data for better malaria control and prevention strategies.

Key words: Quantitative Polymerase chain reaction, Malaria

บทนำ

โรคไข้มาลาเรียเป็นโรคติดเชื้อปรสิตที่เกิดจากโปรโตซัวในสกุลพลาสโมเดียม *(Plasmodium spp.)* ซึ่งติดต่อสู่คนผ่านการกัดของยุงก้นปล่องเพศเมียที่มีเชื้อ แม้จะมียารักษาให้หายขาดได้ แต่หากวินิจฉัยล่าช้าและรักษาไม่ทันท่วงที อาจทำให้ผู้ป่วยเสียชีวิตได้ โรคนี้ติดต่อสู่คนโดยการกัดของยุงก้นปล่องตัวเมียที่ติดเชื้อ เชื้อมาลาเรียที่ก่อโรคในมนุษย์มี 5 ชนิด ได้แก่ *Plasmodium falciparum, P. vivax, P. malariae, P. ovale* และ *P. knowlesi* โดยในประเทศไทยพบผู้ป่วยติดเชื้อ *P. falciparum* และ *P. vivax* เป็นส่วนใหญ่ส่วนชนิด *P. knowlesi* ถึงแม้ยังไม่มีรายงานยืนยันว่าสามารถติดเชื้อจากคนสู่คน นับว่าเป็น Zoonotic malaria และพบมากในแถบเอเชียตะวันออกเฉียงใต้ [(1)] สถานการณ์โรคไข้มาลาเรียในประเทศไทยมีแนวโน้มลดลงอย่างชัดเจน จากที่เคยพบผู้ป่วยมากกว่า 10,000 รายต่อปี เหลือเพียง 3,940 รายในปี พ.ศ. 2563[(2)] การตรวจวินิจฉัยเชื้อมาลาเรียที่ถูกต้องและรวดเร็วมีความสำคัญอย่างยิ่งต่อการควบคุมและกำจัดโรค เนื่องจากช่วยให้ผู้ป่วยได้รับการรักษาที่เหมาะสมและทันท่วงที ซึ่งส่งผลต่อการลดอัตราการเสียชีวิตการตรวจวินิจฉัยเชื้อมาลาเรียมีหลายวิธี ประกอบด้วย การตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์ซึ่งยังคงเป็นวิธีมาตรฐาน (Gold standard) [(3)] การตรวจหาแอนติเจนด้วยวิธีทางภูมิคุ้มกันวิทยา และการตรวจหาสารพันธุกรรมด้วยวิธี อณูชีววิทยา อย่างไรก็ตาม แต่ละวิธีมีข้อจำกัดที่แตกต่างกันแต่ไม่ว่าการตรวจด้วยวิธีใดก็ตามล้วนแต่มีข้อจำกัดทั้งสิ้น การตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์มีข้อดีคือสามารถจำแนกชนิดและระยะของเชื้อ รวมถึงประเมินความหนาแน่นของเชื้อในผู้ป่วยได้ และมีต้นทุนต่ำ อย่างไรก็ตาม ความแม่นยำของผลการตรวจขึ้นอยู่กับความเชี่ยวชาญของผู้ตรวจที่ต้องผ่านการอบรมตามมาตรฐานและมีประสบการณ์สูง[(4)] นอกจากนี้ ความหนาแน่นของเชื้อมีผลโดยตรงต่อความแม่นยำในการวิเคราะห์ฟิล์มเลือด โดยเฉพาะในกรณีที่มีปริมาณเชื้อต่ำ[(3)] การศึกษาพบว่าโดยทั่วไปพบว่าจุลทัศนากรสามารถตรวจพบเชื้อได้ที่ความหนาแน่นตั้งแต่ 100 เซลล์ติดเชื้อต่อไมโครลิตร ในขณะที่ผู้เชี่ยวชาญที่ผ่านการรับรองจากองค์การอนามัยโลกสามารถตรวจพบได้ที่ความหนาแน่นต่ำถึง 5-10 เซลล์ต่อไมโครลิตร [(5)] การตรวจหาแอนติเจนด้วยชุดตรวจเร็ว (Rapid Diagnostic Test; RDT) แม้จะมีความสะดวกและรวดเร็ว แต่ประสิทธิภาพการตรวจขึ้นอยู่กับความไวและความจำเพาะของแต่ละชุดตรวจ ตามรายงานการประเมินขององค์การอนามัยโลก จึงแนะนำให้เลือกใช้เฉพาะชุดตรวจที่ผ่านการรับรอง (WHO Pre-qualification) [(6)] นอกจากนี้ RDT มีข้อจำกัดในการตรวจพบเชื้อ โดยต้องมีความหนาแน่นของเม็ดเลือดแดงติดเชื้อไม่ต่ำกว่า 200 เซลล์ต่อไมโครลิตร[(5)] การ

ตรวจด้วยวิธีอณูชีววิทยา แม้จะมีต้นทุนสูง แต่มีความไวและความจำเพาะสูงกว่าการตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์[7] โดยสามารถตรวจพบเชื้อได้แม้มีความหนาแน่นต่ำเพียง 0.5-5 เซลล์ต่อไมโครลิตร[5] ซึ่งเหมาะสำหรับการตรวจคัดกรองในพื้นที่ที่มีการแพร่เชื้อต่ำ[5]

ประเทศไทยมีอัตราป่วยด้วยโรคไข้มาลาเรียต่อประชากรพันคน (Annual Parasite Incidence; API) ต่ำกว่า 1 ตั้งแต่ปี พ.ศ. 2550 ส่งผลให้มีการปรับยุทธศาสตร์จาก 'การควบคุมโรค' เป็น 'การกำจัดโรคไข้มาลาเรีย' ในปี พ.ศ. 2558 โดยมีเป้าหมายกำจัดโรคให้สำเร็จภายในปี พ.ศ. 2567 โดยดำเนินโครงการกำจัดโรคไข้มาลาเรีย (Malaria eliminate) ซึ่งมีเป้าหมายเพื่อลดอุบัติการณ์ของการแพร่และยับยั้งการแพร่เชื้อมาลาเรีย ในขอบเขตที่กำหนด ลดการเกิดการแพร่เชื้อในพื้นที่ แต่ไม่ได้หมายรวมถึงไม่มีผู้ป่วยในพื้นที่หรือต้องทำลายยุงพาหะให้หมดจากพื้นที่ แต่หากมีผู้ป่วยมาลาเรียเข้ามาในพื้นที่ (Imported case) ต้องมีมาตรการที่ดีพอ เพื่อสามารถค้นหาผู้ป่วย ป้องกันและหยุดการแพร่เชื้อได้ โดยประเทศไทยมีเป้าหมายที่จะมุ่งสู่การกำจัดมาลาเรียให้สำเร็จในปี พ.ศ. 2567 [8] การตรวจโดยใช้กล้องจุลทรรศน์และชุดตรวจอย่างรวดเร็วอาจจะตรวจได้ผลลบปลอมในกรณีที่ความหนาแน่นของเชื้อมาลาเรียต่ำ การนำเทคนิคทางด้านอนูชีววิทยามาใช้ในพื้นที่ที่มีการแพร่เชื้อต่ำ (low-transmission area) จะเป็นประโยชน์ในการระบุพื้นที่แพร่โรคได้ดียิ่งขึ้น ช่วยให้การดำเนินการตามมาตรการการกำจัดโรคไข้มาลาเรียมีประสิทธิภาพมากยิ่งขึ้น [9]

แม้การตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์จะเป็นวิธีมาตรฐานที่มีต้นทุนต่ำและสามารถทำได้ในห้องปฏิบัติการทั่วไป แต่ประสิทธิภาพของการตรวจขึ้นอยู่กับความเชี่ยวชาญของผู้ตรวจ แต่วิธีนี้ยังมีข้อจำกัดเนื่องจากต้องอาศัยความเชี่ยวชาญของจุลทัศนากรในการตรวจหาและจำแนกชนิดเชื้อ และเทคนิคในการเตรียมและย้อมสีฟิล์มเลือด การศึกษาที่ผ่านมาพบว่า วิธี PCR มีประสิทธิภาพสูงในการตรวจจับการติดเชื้อแบบผสมและการจำแนกชนิดเชื้อ *P. malariae* เมื่อเทียบกับการตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์ [10] นอกจากนี้ วิธี PCR, qPCR และ nested PCR ยังมีความไวและความจำเพาะสูงกว่าวิธี Immunochromatography[11] เมื่อเปรียบเทียบกับ conventional PCR แม้จะมีความไวสูง แต่มีข้อจำกัดด้านระยะเวลาการตรวจและความเสี่ยงต่อการปนเปื้อนในขั้นตอนการวิเคราะห์ด้วย gel electrophoresis ซึ่งอาจทำให้เกิดผลบวกปลอม[12] ในขณะที่ qPCR สามารถตรวจวัดปริมาณเชื้อได้โดยตรงจากสัญญาณการเรืองแสง ช่วยลดเวลาการตรวจ ลดความเสี่ยงการปนเปื้อน และให้ผลที่มีความไวและความจำเพาะสูง[13-18]

การศึกษานี้จึงมีวัตถุประสงค์เพื่อเปรียบเทียบประสิทธิภาพการตรวจหาเชื้อมาลาเรียระหว่างวิธี qPCR กับการตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์ ในตัวอย่างผู้ป่วยมาลาเรีย 198 ราย จากโครงการเฝ้าระวังประสิทธิผลของยาต้านมาลาเรีย ในพื้นที่ระบาด 14 จังหวัดของประเทศไทย ระหว่างปี พ.ศ. 2560-2563 เพื่อใช้ประโยชน์และเป็นข้อมูลทางด้านระบาดวิทยาช่วยให้การควบคุมและป้องกันการแพร่เชื้อมาลาเรีย ได้ดีมากขึ้น

วัสดุและวิธีการศึกษา

1. ลงทะเบียนรับตัวอย่างที่ส่งมาจากแต่ละพื้นที่ โดยคัดเลือกตัวอย่างตามเกณฑ์ดังนี้เป็นตัวอย่างที่มีทั้งการรายงานผลตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์จากเจ้าหน้าที่ปฏิบัติการในพื้นที่ และมีกระดาษกรองซับเลือดที่ได้เก็บตัวอย่าง ณ วันที่ผู้ป่วยเข้ารับการตรวจวินิจฉัย
2. เตรียมวัสดุอุปกรณ์ สารเคมี และเครื่องมือที่จำเป็นในการตรวจวิเคราะห์ให้พร้อมใช้งาน
   2.1 วัสดุอุปกรณ์และสารเคมี
   - กรรไกรสแตนเลสสำหรับตัดกระดาษกรอง
   - กระดาษทิชชู
   - หลอดทดลองขนาด 1.5 มล.
   - ที่วางหลอดทดลองขนาด 1.5 – 2.0 มล.
   - นาฬิกาจับเวลา
   - ถุงมือยางแบบไร้แป้ง
   - ไมโครปิเปตอัตโนมัติ ขนาด 2, 20, 100 และ 1,000 ไมโครลิตร
   - Filter tip
   - Nuclease free water
   - หลอด real-time PCR ชนิดติดกันเป็น strip 8 หลอด ขนาด 200 ไมโครลิตร
   - Isofreeze PCR ack
   - ชุดน้ำยาสกัดสารพันธุกรรม QIAsymphony DSP DNA Kits (Qiagen, Hilden, Germany)
   - Primer (รายละเอียดในตารางที่ 1)
   - Probe (รายละเอียดในตารางที่ 2)
   - FastStartTM Essential DNA Probe Master (Roche diagnostics GmbH, Germany)

2.2 เครื่องมือ

- ตู้เย็น -20 °C
- Vortex mixer
- Centrifuge
- Heat Block
- Thermocycle (Bio-Rad CFX96)

3. เตรียมสารพันธุกรรม โดยการสกัด DNA ของเชื้อมาลาเรียจากกระดาษกรองซับเลือด โดยใช้ชุดน้ำยา QIAsymphony DSP DNA Kits (Qiagen, Hilden, Germany)

4. ตรวจวิเคราะห์ตัวอย่างเพื่อหาสารพันธุกรรมของมาลาเรียด้วยวิธี qPCR Primer และ probe ที่ใช้ในการทดสอบหาชนิดของเชื้อมาลาเรีย ทั้ง 5 ชนิด สำหรับเชื้อมาลาเรียชนิด *P. falciparum, P. vivax, P. ovalae* และ *P. malariae* มีความจำเพาะต่อ บริเวณยีน 18S ribosomal DNA ส่วนเชื้อมาลาเรียชนิด *P. knowlesi* มีความจำเพาะต่อบริเวณยีน 18S ribosomal RNA มีลำดับเบสดังแสดงในตารางที่ 1 และ 2 ตามลำดับ

ตารางที่ 1 PCR primer ที่ใช้ในการตรวจหาเชื้อมาลาเรีย 5 ชนิด

ลำดับ	primer	ลำดับเบส (5'-3')	อ้างอิง
1	PF18sF	ATT GCT TTT GAG AGG TTT TGT TAC TTT	(19)
2	PF18sR	GCT GTA GTA TTC AAA CAC ATT GAA CTC AA	(19)
3	PV18sF	CGC TTC TAG CTT AAT CCA CAT AAC TG	(20, 21)
4	PV18sR	AAT TTA CTC AAA GTA ACA AGG ACT TCC AAG	(20, 21)
5	PO18sF	CCG ACT AGG TTT TGG ATG AAA GAT TTT T	(19)
6	PO18sR	CAA CCC AAA GAC TTT GAT TTC TCA TAA	(19)
7	PM18sF	AGT TAA GGG AGT GAA GAC GAT CAG A	(19)
8	PM18sR	CAA CCC AAA GAC TTT GAT TTC TCA TAA	(19)
9	Plasmo1_PK	GTT AAG GGA GTG AAG ACG ATC AGA	(22)
10	Plasmo2_PK	AAC CCA AAG ACT TTG ATT TCT CAT AA	(22)

ตารางที่ 2 PCR probe ที่ใช้ในการตรวจหาเชื้อมาลาเรีย 5 ชนิด

ลำดับ	Probe	ลำดับเบส (5'-3')	อ้างอิง
1	PF18sP	FAM-CAT AAC AGA CGG GTA GTC AT-MGBNFQ	(19)
2	PV18sP	VIC-CGC ATT TTG CTA TTA TGT-MGBNFQ	(20, 21)
3	PO18sP	VIC-CGA AAG GAA TTT TCT TAT T-MGBNFQ	(19, 22)
4	PM18sP	FAM-ATG AGT GTT TCT TTT AGA TAG C-MGBNFQ	(19)
5	PKP	FAM-CTC TCC GGA GAT TAG AAC TCT TAG ATT GCT-QSY	(22,23)

ขั้นตอนการทำ qPCR ในแต่ละตัวอย่างจะทำแบบ Duplex qPCR โดยทำปฏิกิริยา 3 คู่ ได้แก่

- *P. falciparum* และ *P. vivax*
- *P. ovalae* และ *P. malariae*
- *P. knowlesi* และ *P. vivax*

ส่วนประกอบของหนึ่งปฏิกิริยามีปริมาตรรวม 25 µl ประกอบด้วยส่วนผสมดังตารางที่ 3 ใช้ DNA ของเชื้อมาลาเรียที่ได้รับการตรวจด้วยวิธี qPCR จากศูนย์อ้างอิงทางห้องปฏิบัติการเป็นตัวอย่างควบคุมบวก และใช้น้ำกลั่นที่ปราศจาก DNA และ RNA เป็นตัวอย่างควบคุมลบ จากนั้นนำสารที่เตรียมผสมเข้ากันดีแล้ว ไปใส่ในเครื่องควบคุมอุณหภูมิ หรือ Thermal cycler รุ่น Bio-Rad CFX96 และใช้ PCR condition ดังแสดงในตารางที่ 4

ตารางที่ 3 ส่วนประกอบของปฏิกิริยา qPCR

น้ำยา	ความเข้มข้น	ปริมาตร (µl)
FastStart Taq DNA Polymerase Master Mix	2x	12.5
Forward Primer-1	20 µM	0.375
Reverse Primer-1	20 µM	0.375
Forward Primer-2	20 µM	0.375
Reverse Primer-2	20 µM	0.375
Probe-1	10 µM	0.5
Probe-2	10 µM	0.5
Nuclease-Free Water	-	8.0
DNA Template	-	2
Total		**25**

ตารางที่ 4 PCR condition

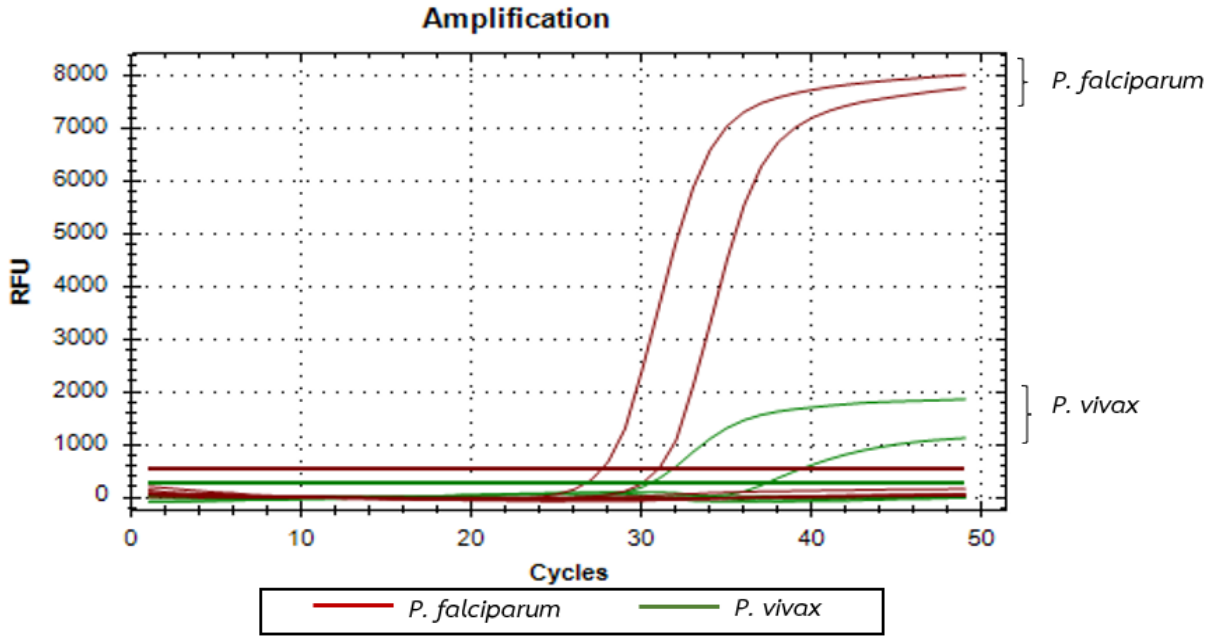
ขั้นตอน	อุณหภูมิ (°C)	เวลา (นาที)	จำนวนรอบ
1. Initial denature	95	10	1
2. Denature	94	1	35
3. Annealing	54	1	
4. Extension	72	2	
5. Final extension	72	1	1

5. ตรวจวิเคราะห์หาเชื้อมาลาเรียด้วยวิธี qPCR
6. รวบรวมข้อมูลผลการตรวจหาเชื้อมาลาเรียโดยการตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์และตรวจด้วยวิธี qPCR เพื่อเปรียบเทียบผลของทั้งสองวิธี จากนั้นนำผลที่ได้มาคำนวณหาค่าเพื่อหาค่าต่างๆดังนี้
   6.1 ความไวของการตรวจ (sensitivity)
   6.2 ความจำเพาะของการตรวจ (specificity)
   6.3 ความถูกต้อง (accuracy)
   6.4 Positive predictive value
   6.5 Negative predictive value

ผลการศึกษา

การศึกษานี้เป็นการตรวจหาเชื้อมาลาเรียด้วยวิธี qPCR เปรียบเทียบกับการตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์ จากกลุ่มตัวอย่างของผู้ป่วยมาลาเรีย จำนวนทั้งสิ้น 198 ตัวอย่าง จากการตรวติดตามการรักษา เพื่อเฝ้าระวังประสิทธิภาพของยารักษามาลาเรีย (iDES) จากพื้นที่ที่มีการแพร่ระบาดของไข้มาลาเรียในระหว่างปี พ.ศ. 2560 – พ.ศ. 2563 ใน 14 จังหวัด ได้แก่ ชลบุรี ตาก สุราษฎร์ธานี ระนอง ประจวบคีรีขันธ์ ชุมพร ยะลา นครศรีธรรมราช แม่ฮ่องสอน เชียงราย เชียงใหม่ พังงา ศรีสะเกษ และ อุบลราชธานี พบว่าจำนวนตัวอย่างที่ทำการศึกษาในปี พ.ศ. 2561 มีจำนวนมากที่สุด คือ 92 ตัวอย่าง (46.46%) ลำดับที่ 2 คือปี 2562 จำนวน 87 ตัวอย่าง (43.94%) ในปี 2560 และ 2563 มีจำนวน 13 และ 6 ตัวอย่าง คิดเป็น 6.57% และ 3.03% ตามลำดับ ส่วนจำนวนตัวอย่างที่ได้ทำการศึกษาได้ส่งมาจากจังหวัด 3 อันดับแรก คือ แม่ฮ่องสอน ตาก และ ยะลา (ตารางที่ 1)

ทำการวิเคราะห์ตัวอย่างด้วยวิธี qPCR ในตัวอย่าง โดยใช้ primer และ probe ตามผลงานวิจัยต่างๆ ที่ได้ตีพิมพ์เผยแพร่ (ตารางที่ 1 และ 2) และใช้น้ำยาดังรายละเอียดที่แสดงในวัสดุอุปกรณ์และสารเคมี การทดลองทำ duplex qPCR เพิ่มปริมาณสารพันธุกรรมของเชื้อ และตรวจติดตามโดยใส่ primer และ probe ของยีนทั้งสองเชื้อในหลอดเดียวกัน ในน้ำยาปริมาตรรวม 25 µl ประกอบด้วยเอนไซม์ดีเอ็นเอโพลีเมอร์เรส ในบัฟเฟอร์สำเร็จรูป FastStart Taq DNA Polymerase Master Mix (Roche diagnostics GmbH, Germany) ที่ primer แต่ละเส้นความเข้มข้น 20 µM และตัวอย่างดีเอ็นเอ 2 µl ในเครื่องควบคุมอุณหภูมิ Thermocycle (Bio-Rad CFX96) ที่อุณหภูมิ 95 °C นาน 10 นาที ตามด้วยการทำปฏิกิริยา 35 รอบที่ 94 °C นาน 1 นาที 54 °C 1 นาที 72 °C 2 นาที และที่ 72 °C 1 นาที ตรวจผลผลิตพีซีอาร์โดยใช้โปรแกรม Bio-Rad CFX Maestro อ่านค่า Cycle threshold (Ct) โดยใช้ค่า cut-off ที่ Ct=40 (ภาพที่ 1)



ภาพที่ 1 แสดงผล duplex qPCR ด้วยคู่ primer PF18sF และ PF18sR เพื่อตรวจหาเชื้อ *P. falciparum* และคู่ primer PV18sF เพื่อตรวจหาเชื้อ P. vivax

เมื่อทำการวิเคราะห์ตัวอย่างด้วยวิธี qPCR ในตัวอย่างทั้งหมด และเปรียบเทียบผลกับการตรวจหาเชื้อมาลาเรียด้วยกล้องจุลทรรศน์ พบว่ามีผลสอดคล้องกัน จำนวน 188 ตัวอย่าง (94.95%) ในตัวอย่างที่ไม่พบเชื้อมีผลสอดคล้องกันทั้งหมด 28 ตัวอย่าง ส่วนตัวอย่างที่ผลไม่สอดคล้องกันมีจำนวน 10 ตัวอย่าง (5.05%) ซึ่งส่วนใหญ่เป็นการติดเชื้อมาลาเรียมากกว่าหนึ่งชนิด และการติดเชื้อมาลาเรียชนิด *P. knowlesi* (ตารางที่ 5)

ตารางที่ 5 การตรวจเชื้อมาลาเรียและผลเปรียบเทียบความสอดคล้องระหว่างวิธีตรวจหาเชื้อด้วยกล้องจุลทรรศน์และการตรวจด้วยวิธี qPCR

ลำดับ	จังหวัด	ผลการตรวจ		ผลการเปรียบเทียบ		รวม
		กล้องจุลทรรศน์	qPCR	สอดคล้อง	ไม่สอดคล้อง	
1	แม่ฮ่องสอน	N=2 PV=64 PF=13 PF+PV=2	N=2 PV=64 PF=12 PF+PV=1 PF=1, PV=1	78	3	81
2	เชียงใหม่	PV=9 PF=1	PV=9 PF=1	10	0	10
3	เชียงราย	PV=14	PV=14	14	0	14
4	ตาก	N=4 PV=22 PF=2	N=4 PV=22 PF=2	28	0	28
5	ชลบุรี	PV=10	PV=10	10	0	10
6	ศรีสะเกษ	N=3	N=3	3	0	3
7	อุบลราชธานี	N=5	N=5	5	0	5
8	สุราษฎร์ธานี	PM=1	PK=1	0	1	1
9	ชุมพร	N=4 PM/PK=1 PM=1	N=4 PK=1 PK=1	4	2	6
10	ระนอง	PV=7	PV=6, PK=1	6	1	7
11	พังงา	N=1 PK=1	N=1 PK=1	2	0	2
12	นครศรีธรรมราช	PM=1	PK=1	0	1	1
13	ประจวบคีรีขันธ์	PV=2	PK=2	0	2	2
14	ยะลา	N=9 PV=17 PF=2	N=9 PV=17 PF=2	28	0	28
			รวม	188	10	198
			%	94.95	5.05	100.00

หมายเหตุ: N = No malaria parasite seen, PF = *P. falciparum,* PV = *P. vivax,* PM = *P. malariae,* PK = *P. knowlesi*

จากนั้นนำผลที่ได้มาแจกแจงในตาราง 6 เพื่อเปรียบเทียบผลบวกและผลลบเพื่อประเมิน แล้วนำมาคำนวณเพื่อหาค่าความไวของการตรวจ (sensitivity) ความจำเพาะของการตรวจ (specificity) ความถูกต้อง (accuracy) Positive predictive value และ Negative predictive value (ตารางที่ 6) และมีวิธีการคำนวนดังแสดงต่อไปนี้

ตารางที่ 6 การเปรียบเทียบผลการตรวจพบเชื้อมาลาเรียด้วยวิธี qPCR และการตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์

Method		Microscopic		Total
		Positive	Negative	
qPCR	Positive	170 (a)	0 (b)	170 (a+b)
	Negative	0 (c)	28 (d)	28 (c+d)

จากตารางพบว่าให้ผลดังนี้

ผลบวกจริง (true positive; a) = 170
ผลบวกเท็จ (false positive; b) = 0
ผลลบเท็จ (false negative; c) = 0
ผลลบจริง (true negative; d) = 28

เมื่อนำค่ามาคำนวณ ได้ผลดังนี้

1. ความไวของการตรวจ (sensitivity) = [a/(a+c)] x 100
   = [170/(170+0)] x 100
   = 100 %

2. ความจำเพาะของการตรวจ (specificity) = [d/(b+d)] x 100
   = [28/(0+28)] x 100
   = 100 %

3. ความถูกต้อง (accuracy) = [(a+d) x 100] / (a+b+c+d)
   = [(170+28) x 100] / (170+0+0+28)
   = (198 x 100) / 198
   = 100 %

4. Positive predictive value = [a/(a+b)] x 100
   = [170/(170+0)] x 100
   = 100 %

5. Negative predictive value = [d/(c+d)] x 100
   = [28/(0+28)] x 100
   = 100 %

สรุปและวิจารณ์ผล

การศึกษานี้พบว่าการตรวจวินิจฉัยเชื้อมาลาเรียด้วยเทคนิค qPCR เมื่อเทียบกับวิธีมาตรฐานด้วยกล้องจุลทรรศน์ มีประสิทธิภาพสูงโดยมีความถูกต้อง ความไว และความจำเพาะร้อยละ 100 ผลการตรวจสอดคล้องกันร้อยละ 94.95 (188 จาก 198 ตัวอย่าง) และพบผลไม่สอดคล้องร้อยละ 5.05 (10 ตัวอย่าง) ผลการศึกษานี้สอดคล้องกับการศึกษาของ Coleman et al. (2006) (24) ที่พบว่า qPCR มีความไวและความจำเพาะสูงกว่าร้อยละ 96 ในการตรวจเชื้อมาลาเรีย และการศึกษาของ Swan et al. (2005) (25) ได้รายงานความสามารถของ qPCR ในการตรวจจับการติดเชื้อแบบผสมได้ดีกว่าการตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์ นอกจากนี้ Tan et al. (2022) (26) ได้รวบรวมผลการศึกษาที่เปรียบเทียบประสิทธิภาพในการใช้ qPCR และวิธีอื่นๆ ในการตรวจวินิจฉัยเชื้อมาลาเรียชนิด *P. knowlesi* และเห็นว่าควรนำวิธี qPCR ซึ่งเป็นวิธีที่ให้ผลการตรวจที่มีประสิทธิภาพดีมาใช้จำแนกเชื้อ *P. knowlesi* จุดเด่นของการศึกษานี้คือความสามารถในการจำแนกการติดเชื้อชนิด *P. knowlesi* ได้ถึง 8 ตัวอย่าง ซึ่งไม่สามารถทำได้ด้วยการตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์เนื่องจากความคล้ายคลึงทางสัณฐานวิทยากับเชื้อ *P. falciparum* และ P. malariae นอกจากนี้ยังสามารถตรวจพบการติดเชื้อแบบผสมได้แม่นยำกว่าการศึกษานี้มีข้อจำกัดที่ควรพิจารณา ได้แก่ ข้อจำกัดด้านต้นทุนของการตรวจด้วยวิธี qPCR ที่สูงกว่าการตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์ ระยะเวลาในการรายงานผลที่อาจนานกว่าการตรวจด้วยกล้องจุลทรรศน์ ความต้องการบุคลากรที่มีความเชี่ยวชาญและเครื่องมือเฉพาะ และข้อจำกัดในการเก็บและขนส่งตัวอย่างที่ต้องควบคุมอุณหภูมิ ถึงแม้ว่าวิธีนี้จะมีต้นทุนที่สูงแต่คาดว่าน่าจะเป็นประโยชน์ในการนำวิธี qPCR มาใช้ในการเฝ้าระวังเชื้อชนิด P. knowlesi ในอนาคต ประเทศไทยมีเป้าหมายปลอดจากโรคไข้มาลาเรีย (Malaria elimination) ภายในปี พ.ศ. 2567 เพื่อสนับสนุนการดำเนินงานในการกำจัดการแพร่เชื้อมาลาเรียโดยไม่ให้มีผู้ติดเชื้อมาลาเรียที่ได้รับเชื้อภายในพื้นที่นั้นๆ (Indigenous case) จึงจำเป็นต้องมีมาตรการค้นหาเพื่อป้องกันการแพร่เชื้ออย่างต่อเนื่อง ดังนั้นจึงควรนำเทคโนโลยีมาตรการที่เหมาะสมมาใช้ในการตรวจวินิจฉัยเชื้อ การประยุกต์ใช้ qPCR ในระบบเฝ้าระวัง ใช้เป็นวิธีตรวจยืนยัน ในกรณีที่สงสัยการติดเชื้อแบบผสม ใช้ในการเฝ้าระวังเชื้อ *P. knowlesi* ในพื้นที่เสี่ยง ใช้ในการติดตามประสิทธิผลของการรักษา จัดตั้งเครือข่ายห้องปฏิบัติการ qPCR ในระดับภูมิภาค พัฒนาระบบการขนส่งตัวอย่างที่มีประสิทธิภาพ ฝึกอบรมบุคลากร ให้มีความเชี่ยวชาญจัดสรรงบประมาณสำหรับการตรวจด้วย qPCR อย่างมีประสิทธิภาพในการตรวจวินิจฉัยเชื้อมาลาเรียจึงมีประโยชน์เพื่อใช้เป็นข้อมูลด้านระบาดวิทยาในการควบคุมและป้องกันการแพร่เชื้อมาลาเรียได้ดีมากขึ้น

เอกสารอ้างอิง

1. Cox-Singh J. Zoonotic malaria: *Plasmodium knowlesi:* , an emerging pathogen. 2012;25(5):530-6.

2. Thailand malaria elimination programe 2021 [cited 2021 20 may 2021]. Available from: http://malaria.ddc.moph.go.th/malariaR10/index_newversion.php.

3. World Health Organization. Microscopy for the detection, identification and quantification of malaria parasites on stained thick and thin blood films in research settings (version 1.0): procedure: methods manual.2015. [cited 2021 20 may 2021]. Available from: https://fctc.who.int/resources/publications/i/item/2015-04-28-microscopy-for-the-detection-identification-and-quantification-of-malaria-parasites-on-stained-thick-and-thin-blood-films-in-research-settings.

4. Maguire JD, Lederman ER, Barcus MJ, O'Meara WAP, Jordon RG, Duong S, et al. Production and validation of durable, high quality standardized malaria microscopy slides for teaching, testing and quality assurance during an era of declining diagnostic proficiency. 2006;5(1):1-8.

5. Zimmerman PA, Howes REJ Coiid. Malaria diagnosis for malaria elimination. 2015;28(5):446-54.

6. WHO. Malaria Rapid Diagnostic Test Performance Results of WHO product testing of malaria RDTs: round 8 (2016–2018)2018. 157 p.

7. Okell LC, Ghani AC, Lyons E, Drakeley CJ. Submicroscopic Infection in *Plasmodium falciparum*-Endemic Populations: A Systematic Review and Meta-Analysis. The Journal of Infectious Diseases. 2009;200(10):1509-17.

8. สำนักโรติดต่อนำโดยแมลง. ยุทธศาสตร์การกำจัดโรคไข้มาลาเรียประเทศไทย พ.ศ. 2560-25692559. 106 p.

9. WHO. Policy brief on malaria diagnostics in low-transmission settings September 2014. 2014:13.

10. Di Santi SM, Kirchgatter K, Brunialti KCSA, Oliveira AM, Ferreira SRS, Boulos MJRdIdMTdSP. PCR-based diagnosis to evaluate the performance of malaria reference centers. 2004;46(4):183-7.

11. Lima GF, Levi JE, Geraldi MP, Sanchez MCA, Segurado AA, Hristov AD, et al. Malaria diagnosis from pooled blood samples: comparative analysis of real-time PCR, nested PCR and immunoassay as a platform for the molecular and serological diagnosis of malaria on a large-scale. 2011;106(6):691-700.

12. Morassin B, Fabre R, Berry A, Magnaval JJTAjotm, hygiene. One year's experience with the polymerase chain reaction as a routine method for the diagnosis of imported malaria. 2002;66(5):503-8.

13. Blessmann J, Buss H, Nu PAT, Dinh BT, Ngo QTV, Van AL, et al. Real-time PCR for detection and differentiation of Entamoeba histolytica and Entamoeba dispar in fecal samples. 2002;40(12):4413-7.

14. Bretagne SJCM, Infection. Molecular diagnostics in clinical parasitology and mycology: limits of the current polymerase chain reaction (PCR) assays and interest of the real-time PCR assays. 2003;9(6):505-11.

15. Farcas GA, Zhong KJ, Mazzulli T, Kain KCJJoCM. Evaluation of the Real Art Malaria LC real-time PCR assay for malaria diagnosis. 2004;42(2):636-8.

16. Limor JR, Lal AA, Xiao LJJoCM. Detection and differentiation of Cryptosporidium parasites that are pathogenic for humans by real-time PCR. 2002;40(7) :2335-8.

17. Lin M-H, Chen T-C, Kuo T-t, Tseng C-C, Tseng C-PJJocm. Real-time PCR for quantitative detection of Toxoplasma gondii. 2000;38(11):4121-5.

18. Perandin F, Manca N, Calderaro A, Piccolo G, Galati L, Ricci L, et al. Development of a real-time PCR assay for detection of *Plasmodium falciparum, Plasmodium vivax*, and *Plasmodium ovale* for routine clinical diagnosis. 2004;42(3):1214-9.

19. Taylor SM, Juliano JJ, Trottman PA, Griffin JB, Landis SH, Kitsa P, et al. High-throughput pooling and real-time PCR-based strategy for malaria detection. 2010;48(2):512-9.

20. Veron V, Simon S, Carme BJEp. Multiplex real-time PCR detection of P. falciparum, P. vivax and P. malariae in human blood samples. 2009;121(4):346-51.

21. WangB,HanS-S,ChoC,HanJ-H,ChengY,LeeS-K,etal. Comparison of microscopy,nested-PCR,and Real-Time -PCR assays using high-throughput screening of pooled samples for diagnosis of malaria in asymptomatic carriers from areas of endemicity in Myanmar. 2014;52(6) :1838-45.

22. Rougemont M, Van Saanen M, Sahli R, Hinrikson HP, Bille J, Jaton KJJocm. Detection of four Plasmodium species in blood from humans by 18S rRNA gene subunit-based and species-specific real-time PCR assays. 2004;42(12):5636-43.

23. Divis PC, Shokoples SE, Singh B, Yanow SKJMj. A TaqMan real-time PCR assay for the detection and quantitation of *Plasmodium knowlesi.* 2010;9(1):1-7.

24. Coleman RE, Sattabongkot J, Promstaporm S, Maneechai N, Tippayachai B, Kengluecha A, et al. Comparison of PCR and microscopy for the detection of asymptomatic malaria in a Plasmodium falciparum/ vivax endemic area in Thailand. Malar J. 2006;5:121.

25. Swan H, Sloan L, Muyombwe A, Chavalitshewinkoon -Petmitr P, Krudsood S, Leowattana W, et al. Evaluation of a real-time polymerase chain reaction assay for the diagnosis of malaria in patients from Thailand. American Journal of Tropical Medicine and Hygiene. 2005;73(5) :850-4.

26. Tan JH, Lau YL. Diagnostic methods for *Plasmodium knowlesi:* performance, limitations and recommendations. Diagnostics and Therapeutics. 2022:13-24.

สารป้องกันการแข็งตัวของเลือดในการเพาะเลี้ยงยุงลายบ้าน Aedes aegypti (Diptera: Culicidae) ในห้องปฏิบัติการ

Anticoagulants in in Blood Meal Feeding for Laboratory Rearing of *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae)

นูรไอนี ยายา
กราญ์จนา ถาอินชุม

Nur-ainee Yaya
Krajana Tainchum

สาขาวิชานวัตกรรมการเกษตรและการจัดการ คณะทรัพยากรธรรมชาติ มหาวิทยาลัยสงขลานครินทร์

Agricultural Innovation and Management Division, Faculty of Natural Resources, Prince of Songkla University

บทคัดย่อ

การเพาะเลี้ยงยุงพาหะนำโรคในห้องปฏิบัติการเป็นขั้นตอนสำคัญในการวิจัยทางกีฏวิทยาที่มีผลต่อปริมาณและคุณภาพของยุง การศึกษานี้มีวัตถุประสงค์เพื่อประเมินประสิทธิภาพของสารป้องกันการแข็งตัวของเลือดในการเลี้ยงยุงลายบ้าน *(Aedes aegypti)* ในห้องปฏิบัติการ โดยทดสอบสารป้องกันการแข็งตัวของเลือด 7 ชนิด ได้แก่ EDTA K3, Li-Heparin, Sodium fluoride, Sodium citrate, CPD, CPDA-1 และกลุ่มควบคุม (พลาสมา) ทำการทดลอง 3 ซ้ำ ณ ห้องปฏิบัติการกีฏวิทยา คณะทรัพยากรธรรมชาติ มหาวิทยาลัยสงขลานครินทร์ ระหว่างเดือนพฤศจิกายน 2559 ถึงมีนาคม 2560 โดยใช้ยุงลายบ้านเพศเมียอายุ 5-7 วัน และให้เลือดผ่านเมมเบรนเทียม ผลการศึกษาพบว่าอัตราการสืบพันธุ์ ได้แก่ จำนวนไข่ ดักแด้ และตัวเต็มวัย ที่ได้จากยุงลายบ้านเพศเมียที่กินเลือดผสมสารป้องกันการแข็งตัวทั้ง 7 ชนิด มีความแตกต่างกันทางสถิติ ($p<0.05$) โดยกลุ่มควบคุม (พลาสมา) ให้จำนวนไข่เฉลี่ยสูงสุด (593.33 ± 105.88 ฟอง) จำนวนดักแด้ (430.00 ± 112.73 ตัว) ตัวเต็มวัยเพศผู้ (178.33 ± 38.76 ตัว) และตัวเต็มวัยเพศเมีย (251.67 ± 74.18 ตัว) โดยมีอัตราการรอดชีวิตจากระยะไข่จนถึงตัวเต็มวัย 33% รองลงมาคือ CPD (380.67 ± 124.54 ฟอง) และ CPDA-1 (362.00 ± 239.83 ฟอง) ในขณะที่ยุงที่ได้รับเลือดผสม Sodium fluoride ไม่พบการพัฒนาของไข่ (0.00 ± 0.00 ฟอง) Li-Heparin ให้ผลต่ำในทุกระยะการพัฒนา (30.00 ± 30.00 ฟอง) ผลการศึกษานี้แสดงให้เห็นว่าการใช้พลาสมาเป็นทางเลือกที่มีประสิทธิภาพสูงสุดสำหรับการเพาะเลี้ยงยุงลายบ้านในห้องปฏิบัติการผ่านการให้เลือดทางเมมเบรนเทียม ซึ่งสามารถนำไปประยุกต์ใช้ในการเลือกสารป้องกันการแข็งตัวของเลือดที่เหมาะสม เพิ่มประสิทธิภาพการเพาะเลี้ยงยุง และเป็นทางเลือกในการทดแทนการใช้สัตว์ทดลองตามหลักจริยธรรม 3Rs ในการศึกษาวิจัยเกี่ยวกับโรคติดต่อนำโดยยุง

คำสำคัญ: สารป้องกันการแข็งตัวของเลือด, ยุงลายบ้าน, การให้เลือดผ่านเมมเบรนเทียม, พลาสมา, การเพาะเลี้ยงยุงพาหะ

Abstract

Laboratory rearing of mosquito vectors is essential for entomological research, influencing both mosquito quantity and quality. This study aimed to evaluate the efficacy of anticoagulants in blood meal feeding for rearing Aedes aegypti in the laboratory. Seven anticoagulants were tested: EDTA K3, Li-Heparin, Sodium fluoride, Sodium citrate, CPD, CPDA-1, and a control group (plasma). The experiments were conducted in triplicate at the Entomology Laboratory, Faculty of Natural Resources, Prince of Songkla University, Thailand, from November 2016 to March 2017, using 5-7-day old female *Ae. aegypti* fed through an artificial membrane feeding system. The results showed significant differences ($p<0.05$) in reproductive rates, including the number of eggs, pupae, and adults, among mosquitoes fed with the seven anticoagulant treatments. The control group (plasma) produced the highest mean number of eggs (593.33 ± 105.88), pupae (430.00 ± 112.73), adult males (178.33 ± 38.76), and adult females (251.67 ± 74.18), with a 33% survival rate from egg to adult stages. CPD (380.67 ± 124.54 eggs) and CPDA-1 (362.00 ± 239.83 eggs) ranked second and third, respectively. In contrast, mosquitoes fed with Sodium fluoride-treated blood showed no egg development (0.00 ± 0.00), while Li-Heparin yielded poor results across all developmental stages (30.00 ± 30.00 eggs). This study demonstrates that plasma is the most effective option for laboratory rearing of *Ae. aegypti* through artificial membrane feeding, providing valuable information for selecting appropriate anticoagulants, enhancing rearing efficiency, and offering an alternative that complies with the 3Rs ethical principles by replacing animal models in vector-borne disease research.

คำสำคัญ: สารป้องกันการแข็งตัวของเลือด, ยุงลายบ้าน, การให้เลือดผ่านเมมเบรนเทียม, พลาสมา, การเพาะเลี้ยงยุงพาหะ

บทนำ

ยุงลายบ้าน (*Aedes aegypti* (L.)) เป็นแมลงที่มีความสำคัญทางการแพทย์และสาธารณสุข เนื่องจากเป็นพาหะนำโรคไข้เลือดออกที่สำคัญ พบได้ทั่วไปในเขตร้อนและเขตอบอุ่น โดยเฉพาะในบริเวณบ้านเรือนที่อยู่ใกล้ชิดกับมนุษย์ [1] ลักษณะเด่นของยุงชนิดนี้คือมีพฤติกรรมชอบอาศัยและเกาะพักในบริเวณที่มนุษย์อยู่อาศัย และชอบกินเลือดมนุษย์ ทำให้มีโอกาสในการแพร่เชื้อไวรัสเด็งกี่สูง[2] ปัจจุบันโรคไข้เลือดออกยังคงเป็นปัญหาสาธารณสุขที่สำคัญของประเทศไทยและหลายประเทศในเขตร้อน มีการรายงานผู้ป่วยและผู้เสียชีวิตเป็นจำนวนมากในแต่ละปี โรคไข้เลือดออกเป็นสาเหตุของการเจ็บป่วยและเสียชีวิต โดยเฉพาะในเด็กและผู้สูงอายุ ผู้ป่วยอาจมีอาการรุนแรง เช่น ไข้สูง เลือดออก ช็อก และอวัยวะล้มเหลวโรคไข้เลือดออกอาจทำให้เกิดภาวะแทรกซ้อนระยะยาว เช่น กลุ่มอาการหลังไข้เลือดออก (post-dengue syndrome) สถานการณ์โรคไข้เลือดออก ปี 2562 ประเทศไทยพบผู้ป่วยทั้งสิ้น 131,157 ราย [3] กระจายทั่วทุกจังหวัดในประเทศไทย และสร้างภาระค่าใช้จ่ายในการรักษาพยาบาลเป็นจำนวนมาก

โรคไข้เลือดออกทำให้เกิดภาระค่าใช้จ่ายในการรักษาพยาบาล ทั้งสำหรับผู้ป่วยและระบบสาธารณสุข การระบาดของโรคทำให้เกิดการขาดงาน ขาดเรียน และสูญเสียผลิตภาพทางเศรษฐกิจ การระบาดของโรคอาจส่งผลกระทบต่อการท่องเที่ยวและการลงทุน การควบคุมประชากรยุงพาหะนำโรคและการพัฒนาวิธีการป้องกันการแพร่ระบาดของไวรัสเด็งกี่ จึงเป็นยุทธศาสตร์สำคัญในการควบคุมโรค ซึ่งการดำเนินการดังกล่าวจำเป็นต้องอาศัยความรู้ความเข้าใจเกี่ยวกับชีววิทยา พฤติกรรม และนิเวศวิทยาของยุงลายบ้านอย่างถ่องแท้ การศึกษาวิจัยในห้องปฏิบัติการจึงมีความสำคัญอย่างยิ่ง โดยเฉพาะการพัฒนาวิธีการเพาะเลี้ยงยุงที่มีประสิทธิภาพ เพื่อให้ได้ประชากรยุงที่มีคุณภาพ

และปริมาณเพียงพอสำหรับการศึกษาวิจัย ยุงลายบ้านมีแนวโน้มที่จะพัฒนาความต้านทานต่อสารเคมีกำจัดแมลง ทำให้การควบคุมประชากรยุงทำได้ยากขึ้น การใช้สารเคมีกำจัดแมลงอย่างไม่เหมาะสมอาจส่งผลกระทบต่อสิ่งแวดล้อมและสุขภาพของมนุษย์การเปลี่ยนแปลงสภาพภูมิอากาศส่งผลกระทบต่อยุงลายบ้านหลายด้าน ทั้งการเปลี่ยนแปลงในวงจรชีวิตและพฤติกรรม การขยายพื้นที่การแพร่กระจาย และการเพิ่มขึ้นของแหล่งเพาะพันธุ์ นอกจากนี้ การขยายตัวของเมืองยังทำให้เกิดการเพิ่มขึ้นของแหล่งเพาะพันธุ์ เช่น ภาชนะกักเก็บน้ำและขยะ ส่งผลให้ประชากรยุงลายบ้านในเขตเมืองเพิ่มขึ้น และเกิดความยากลำบากในการเข้าถึงและควบคุมแหล่งเพาะพันธุ์พฤติกรรมของมนุษย์ เช่น การทิ้งขยะไม่เป็นที่ การไม่กำจัดแหล่งน้ำขัง และการไม่ป้องกันตนเองจากยุงกัด มีส่วนสำคัญในการแพร่กระจายของยุงลายบ้านการเปลี่ยนแปลงวิถีชีวิตและพฤติกรรมของมนุษย์ทำให้เกิดความท้าทายในการควบคุมยุงลายบ้าน

การเพาะเลี้ยงยุงในห้องปฏิบัติการได้รับการพัฒนามาอย่างต่อเนื่อง โดยเฉพาะวิธีการให้เลือดผ่านเมมเบรนเทียม (artificial membrane feeding) ซึ่งเป็นวิธีที่ได้รับการยอมรับและใช้อย่างแพร่หลาย วิธีการนี้มีข้อดีคือสามารถควบคุมปริมาณและคุณภาพของเลือดได้ และลดการใช้สัตว์ทดลอง แต่ยังมีข้อจำกัดในเรื่องของประสิทธิภาพในการให้ยุงกินเลือด และการเลือกใช้สารป้องกันการแข็งตัวของเลือดที่เหมาะสม [4-7] วิธีการนี้สามารถทดแทนการใช้สัตว์ทดลองเป็นแหล่งเลือดสำหรับยุงเพศเมีย ซึ่งจำเป็นต้องได้รับเลือดเพื่อการพัฒนาไข่ อย่างไรก็ตาม ปัจจัยสำคัญที่ส่งผลต่อความสำเร็จของการเพาะเลี้ยงยุงลายบ้านด้วยวิธีนี้คือ การเลือกใช้สารป้องกันการแข็งตัวของเลือด (anticoagulants) ที่เหมาะสม เนื่องจากสารเหล่านี้อาจส่งผลต่อคุณภาพของเลือดและความสามารถในการสืบพันธุ์ของยุง [8]

การศึกษานี้จึงมีวัตถุประสงค์เพื่อประเมินประสิทธิภาพของสารป้องกันการแข็งตัวของเลือดชนิดต่างๆ ต่อการสืบพันธุ์และการเจริญเติบโตของยุงลายบ้านในห้องปฏิบัติการ โดยทำการทดสอบสารป้องกันการแข็งตัวของเลือด 7 ชนิด ได้แก่ EDTA K3, Li-Heparin, Sodium fluoride, Sodium citrate, CPD, CPDA-1 และชุดควบคุม (พลาสมา) กับประชากรยุงลายบ้านรุ่น F2 ในระยะเวลา 5 เดือน การศึกษานี้จะเป็นประโยชน์ต่อการพัฒนาวิธีการเพาะเลี้ยงยุงในห้องปฏิบัติการให้มีประสิทธิภาพยิ่งขึ้นและเป็นพื้นฐานสำหรับการศึกษาวิจัยเกี่ยวกับการควบคุมยุงพาหะและโรคไข้เลือดออกต่อไป

วิธีการศึกษา

1. ประชากรยุงสำหรับทดสอบ

ทำการเพาะขยายยุงลายบ้าน สายพันธุ์ห้องปฏิบัติการ USDA ที่ห้องปฏิบัติการกีฏวิทยา คณะทรัพยากรธรรมชาติ มหาวิทยาลัยสงขลานครินทร์ โดยได้รับไข่ยุงลายบ้านจากภาควิชากีฏวิทยา คณะเกษตร มหาวิทยาลัยเกษตรศาสตร์ ซึ่งมีการเลี้ยงมานานกว่า 50 รุ่น วางไข่ยุงในน้ำสะอาดและแยกเลี้ยงลูกน้ำยุงวัย 2 ปริมาณ 150 ตัวในถาดพลาสติก ที่มีน้ำกรองสะอาดประมาณ 150 มิลลิลิตรต่อถาด ให้อาหารปลา (ซากุระ®บริษัทรอยัล นอริช จำกัด กรุงเทพมหานคร) เป็นอาหารของลูกน้ำ เมื่อเข้าดักแด้ใช้หลอดดูดเก็บดักแด้ใส่ถ้วยพลาสติกและนำไปใส่ในกรงเลี้ยงยุงขนาด 30×30×30 ซม^3 ให้น้ำหวานเข้มข้น 10% เป็นอาหารตัวเต็มวัย

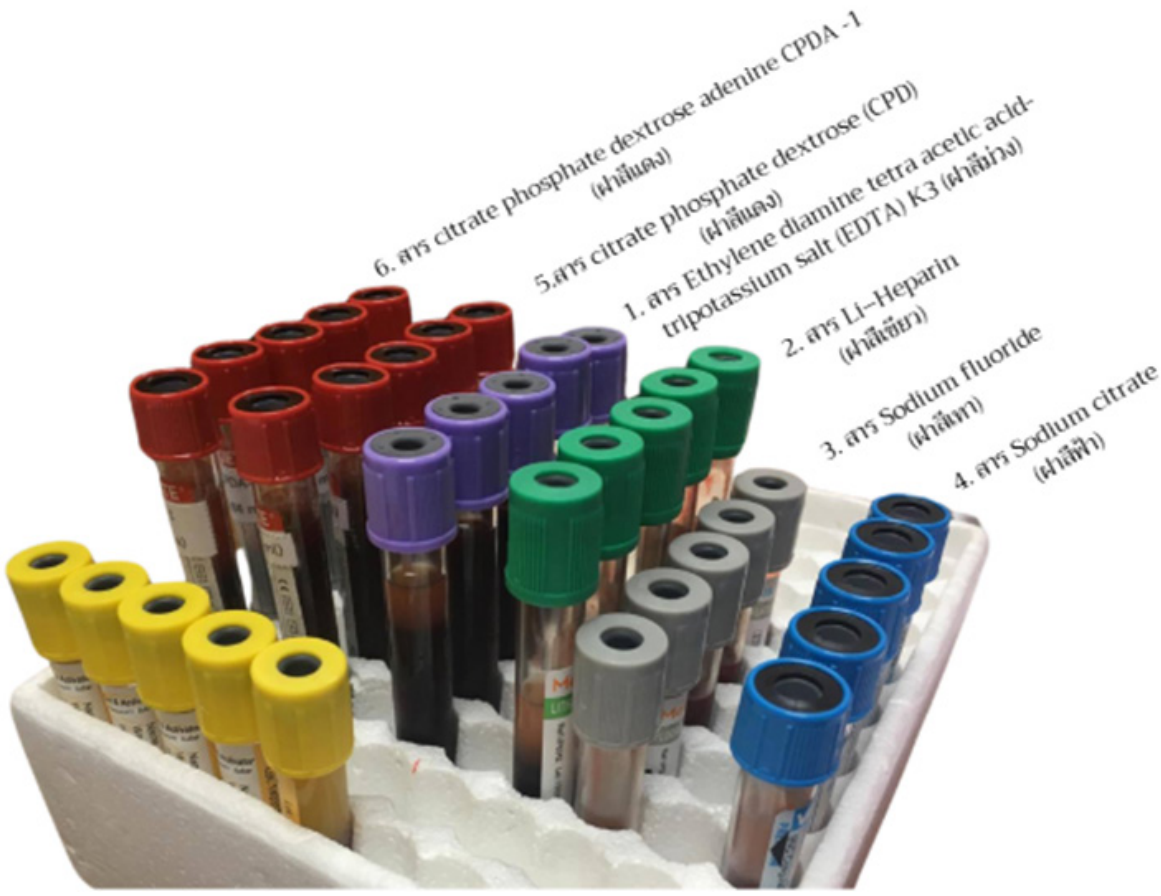
2. การให้เลือดผ่านเมมเบรนเทียม (Artificial membrane feeding)

ดำเนินการคัดเลือกยุงลายบ้านตัวเต็มวัยเพศเมียที่มีอายุระหว่าง 5-7 วัน ใช้ในการทดสอบประสิทธิภาพของสารป้องกันการแข็งตัวของเลือดชนิดต่างๆ ต่อการสืบพันธุ์และการเจริญเติบโตของยุง โดยใช้เลือดที่เหลือจากการเรียนการสอนของคณะเทคนิคการแพทย์ มหาวิทยาลัยสงขลานครินทร์ ซึ่งยังไม่หมดอายุและมีอายุไม่เกิน 1 สัปดาห์ ณ วันที่นำมาใช้ในการทดสอบ เลือดที่นำมาทดสอบได้รับการผสมด้วยสารป้องกันการแข็งตัวของเลือด การใช้หลอดเก็บตัวอย่างเลือดมาตรฐานที่เตรียมไว้สำหรับการเก็บเลือดในงานทางคลินิก มีปริมาณสารป้องกันการแข็งตัวที่เหมาะสม ทั้ง 7 ชนิด ในหลอดเก็บตัวอย่างเลือดแยกประเภทตามสีฝาหลอด ได้แก่ 1. สาร Ethylene diamine tetra acetic acid- tripotassium salt (EDTA) K3 (ฝาสีม่วง) 2. สาร Li–Heparin (ฝาสีเขียว) 3. สาร Sodium fluoride (ฝาสีเทา) 4. สาร Sodium citrate (ฝาสีฟ้า) 5.สาร citrate phosphate dextrose (CPD) (ฝาสีแดง) 6. สาร citrate phosphate dextrose adenine CPDA -1 (ฝาสีแดง) และ 7. พลาสมา คือส่วนใสที่ได้จากการปั่นเหวี่ยงเลือดที่มีการผสมสารป้องกันการแข็งตัวของเลือดแล้วเป็นชุดควบคุม (ฝาสีเหลือง) ดังภาพที่ 1 เลือดทั้งหมดได้รับการเก็บรักษาในสาร ACD solution (Acid citrate dextrose solution) ที่อุณหภูมิ 4°C ซึ่งเหมาะสมสำหรับการเก็บรักษาเลือด เนื่องจากมีส่วนผสมของ dextrose

ที่เป็นแหล่งอาหารและช่วยรักษาสภาพเม็ดเลือดแดงให้มีอายุยาวนานขึ้น บุญศรี มหากิตติคุณ [9] ทำการเตรียมยุงในกล่องพลาสติกใสขนาดปากขวด 12.0 ซม. กว้าง 15.8 ซม. สูง 23.2 ซม ที่หุ้มด้วยผ้ามุ้งสีขาว อดน้ำหวานก่อนให้กินเลือด 24 ชั่วโมง เตรียมยุงเพศเมีย 20 ตัวต่อ 1 กระเปาะแก้ว โดยสารป้องกันการแข็งตัวของเลือด 1 สาร ทำ 3 ซ้ำ ติดตั้งกระเปาะแก้วอุปกรณ์การให้เลือด (feeder apparatus) หุ้มกระเปาะแก้วด้วยแผ่นพาราฟิล์มสำหรับให้ยุงดูดเลือด และรักษาอุณหภูมิของเลือดด้วยการผ่านน้ำอุ่นที่อุณหภูมิ 35-37 ºC ในสายยางซิลิโคน โดยให้ยุงกินเลือดนานต่อเนื่อง 30 นาที หลังจากที่ให้ยุงกินเลือดแล้วนำขวดพร้อมแท่งพันสำลีชุบน้ำหวานเข้มข้น 10% วางไว้ในกรง ดังภาพที่ 2

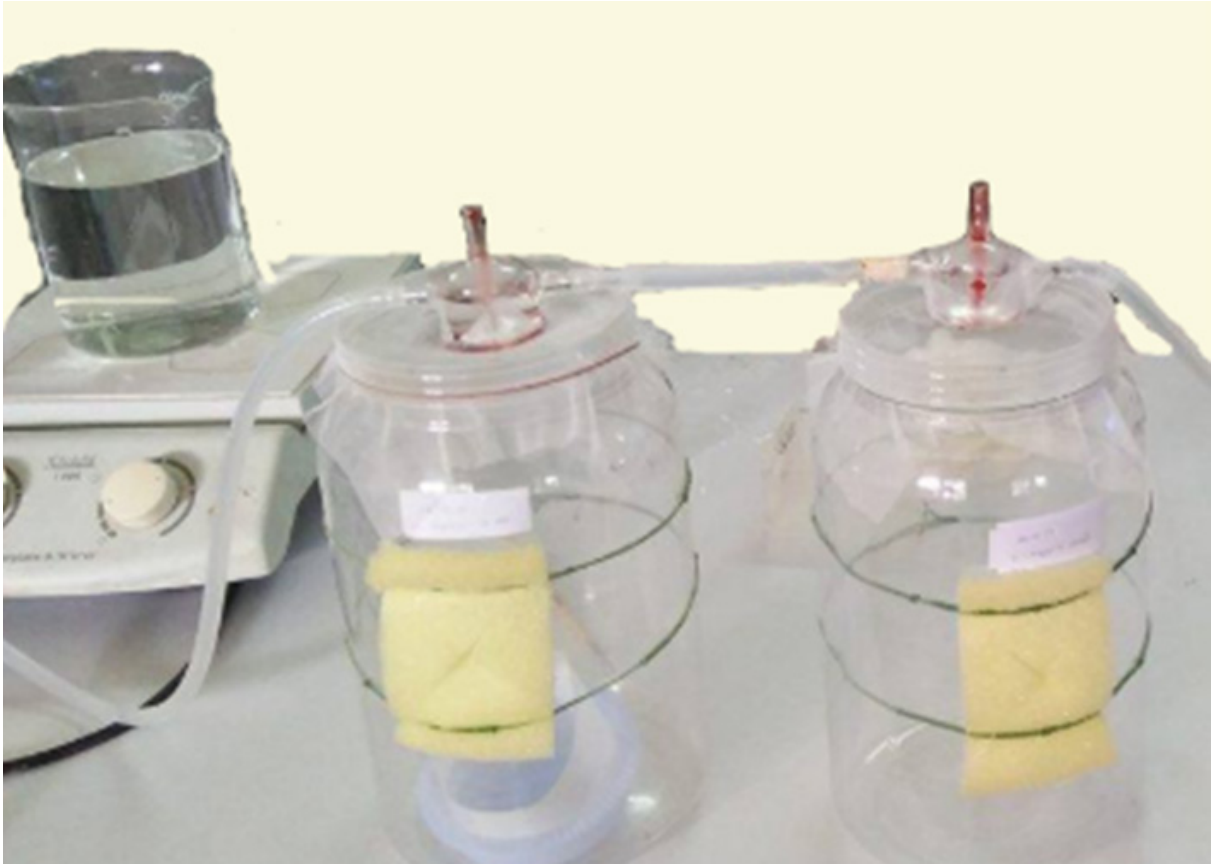
3. บันทึกผลและวิเคราะห์ผลการทดลอง

หลังจากที่ยุงกินเลือดนาน 2 วัน โดยพยายามให้ยุงกินเลือดให้ครบทุกตัว เตรียมถ้วยวางไข่โดยการใส่กระดาษกรอง Whatman เบอร์ 1 ในถ้วยที่มีน้ำสะอาด 75 มิลลิลิตร นำถ้วยใส่เข้าไปในกรง ทิ้งไว้ประมาณ 2-3 วัน นำไข่มานับจำนวนใต้กล้องจุลทรรศน์ (Stereo Microscope) เพื่อประเมินอัตราการวางไข่ หลังจากนั้น 2 วัน นำไข่ที่ได้นำไปฟักในถาดที่ใส่น้ำสะอาด เพื่อประเมินอัตราการฟักเป็นลูกน้ำ เลี้ยงลูกน้ำยุงด้วยอาหารปลาซากุระความถี่ในการให้อาหาร 1 ครั้ง ต่อวันจนเข้าดักแด้ นับจำนวนดักแด้ในแต่ละวันและเลี้ยงต่อจนเป็นตัวเต็มวัย นับจำนวนตัวเต็มวัยเพศผู้และเพศเมีย จากนั้นนำข้อมูลที่ได้มาวิเคราะห์ข้อมูลเปรียบเทียบค่าเฉลี่ยจำนวนไข่ จำนวนดักแด้ จำนวนตัวเต็มวัยเพศผู้ และจำนวนตัวเต็มวัยเพศเมียที่กินเลือดผสมสารป้องกันการแข็งตัวของเลือดทั้ง 7 ชนิด ด้วย one-way ANOVA และ Duncan's multiple range tests of mean โดยโปรแกรม SPSS for Windows (version 10) (Chicago, USA)



พลาสมาคือส่วนที่ใสที่ได้จากการปั่นเหวี่ยงเลือดที่มีการผสมผสารป้องกันการแข็งตัวของเลือดแล้วเป็นชุดควบคุม (ฝาสีเหลือง)

ภาพที่ 1 เลือดที่จะใช้เลี้ยงยุงที่มีการผสมสารป้องกันการแข็งตัวของเลือดทั้ง 7 ชนิด



ภาพที่ 2 อุปกรณ์ให้ยุงดูดเลือด (Mosquito Feeding Apparatus) สำหรับการศึกษาผลของสารป้องกันการแข็งตัวของเลือดต่อการเจริญเติบโตของยุงลายบ้านเพศเมีย โดยไม่ต้องใช้สัตว์ทดลอง

ผลการทดลอง

การวางไข่: จากการทดลองศึกษาผลของสารป้องกันการแข็งตัวของเลือด 7 ชนิดต่อการวางไข่ของยุงลายบ้าน *(Aedes aegypti)* พบว่าสารแต่ละชนิดมีผลต่อจำนวนไข่ที่ยุงวางแตกต่างกัน (p= 0.032) โดยกลุ่มควบคุม (พลาสมา) ให้จำนวนไข่เฉลี่ยสูงสุด (593.33 ± 105.88 ฟอง) รองลงมาได้แก่ สาร CPD (380.67 ± 124.54 ฟอง), CPDA-1 (362.00 ± 239.83 ฟอง), Sodium citrate (238.00 ± 62.06 ฟอง), EDTA K3 (188.67 ± 65.46 ฟอง), และ Li-Heparin (30.00 ± 30.00 ฟอง) ตามลำดับ ขณะที่ยุงที่กินเลือดผสมสาร Sodium fluoride ไม่มีการวางไข่ (0.00 ± 0.00 ฟอง) การวิเคราะห์ความแตกต่างด้วยวิธี Duncan's multiple range test พบว่ากลุ่มควบคุมให้จำนวนไข่แตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติเมื่อเทียบกับกลุ่มที่ใช้ EDTA K3, Li-Heparin และ Sodium fluoride แต่ไม่แตกต่างอย่างมีนัยสำคัญจากกลุ่มที่ใช้ Sodium citrate, CPD และ CPDA-1 (รูปที่ 3A)

การเจริญเติบโตระยะดักแด้: ผลการศึกษาจำนวนดักแด้ที่พัฒนามาจากไข่ของยุงที่กินเลือดผสมสารป้องกันการแข็งตัวชนิดต่างๆ พบความแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($p < 0.001$) โดยกลุ่มควบคุมให้จำนวนดักแด้เฉลี่ยสูงสุด (430.00 ± 112.73 ตัว) รองลงมาได้แก่ EDTA K3 (83.00 ± 23.06 ตัว), CPD (77.67 ± 29.36 ตัว), CPDA-1 (74.00 ± 71.00 ตัว), Sodium citrate (70.67 ± 47.17 ตัว) และ Li-Heparin (11.33 ± 11.33 ตัว) ตามลำดับ เมื่อวิเคราะห์ด้วยวิธี Duncan's multiple range test พบว่ากลุ่มควบคุมให้จำนวนดักแด้แตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติเมื่อเทียบกับทุกกลุ่มที่ใช้สารป้องกันการแข็งตัวของเลือด ในขณะที่กลุ่มที่ใช้สารป้องกันการแข็งตัวของเลือดทั้ง 6 ชนิด ไม่มีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (รูปที่ 3B)

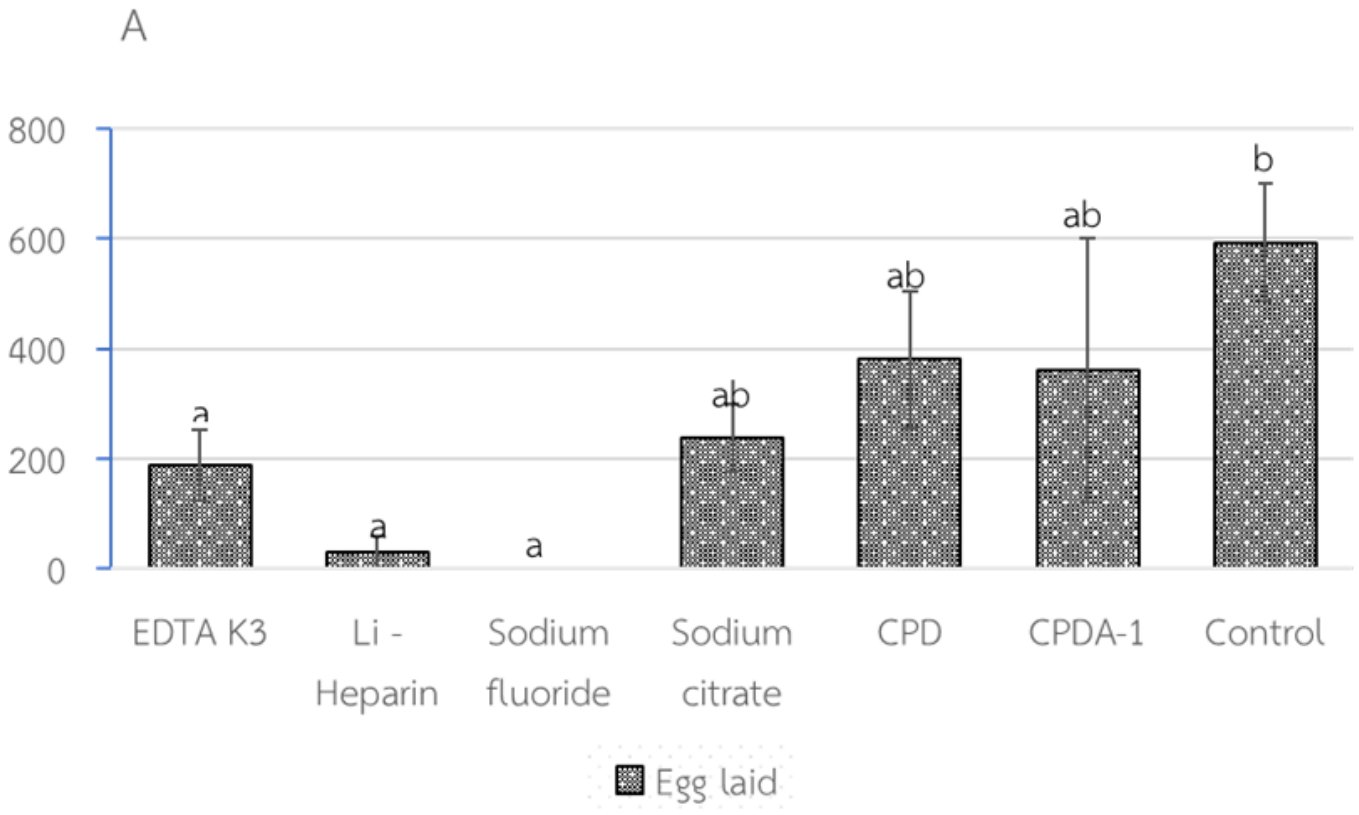
การเจริญเติบโตระยะตัวเต็มวัยเพศผู้: การศึกษาจำนวนตัวเต็มวัยเพศผู้ที่พัฒนามาจากดักแด้พบความแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($p < 0.001$) โดยกลุ่มควบคุมให้จำนวนตัวเต็มวัยเพศผู้เฉลี่ยสูงสุด (178.33 ± 38.76 ตัว) รองลง

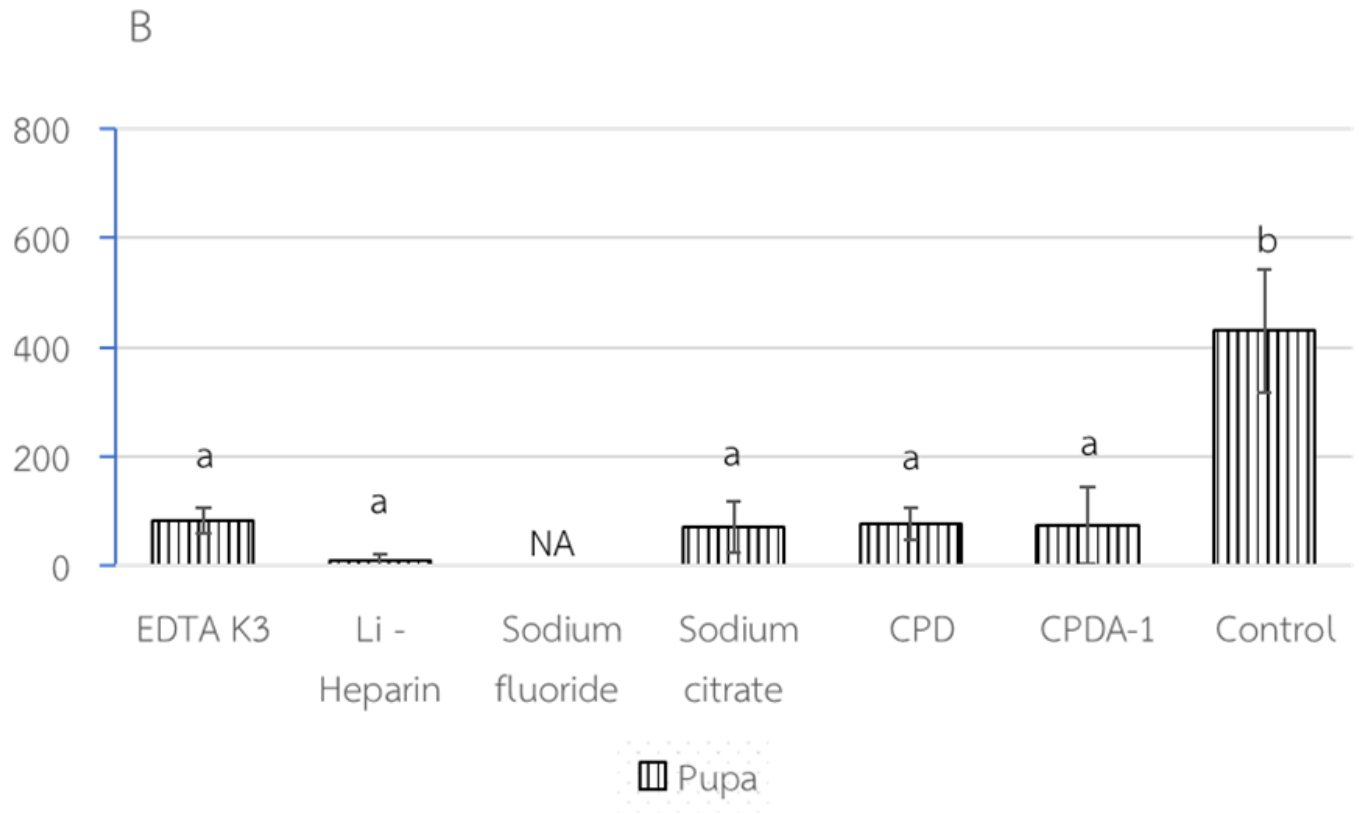
มาได้แก่ CPD (44.33 ± 24.83 ตัว), CPDA-1 (37.33 ± 34.33 ตัว), EDTA K3 (35.67 ± 9.28 ตัว), Sodium citrate (31.33 ± 19.36 ตัว) และ Li-Heparin (6.33 ± 6.33 ตัว) ตามลำดับ ผลการวิเคราะห์ทางสถิติโดยวิธี Duncan's multiple range test พบว่ากลุ่มควบคุมให้จำนวนตัวเต็มวัยเพศผู้แตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติเมื่อเทียบกับทุกกลุ่มที่ใช้สารป้องกันการแข็งตัวของเลือด ขณะที่กลุ่มที่ใช้สารป้องกันการแข็งตัวทั้ง 6 ชนิดไม่มีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (รูปที่ 3C)

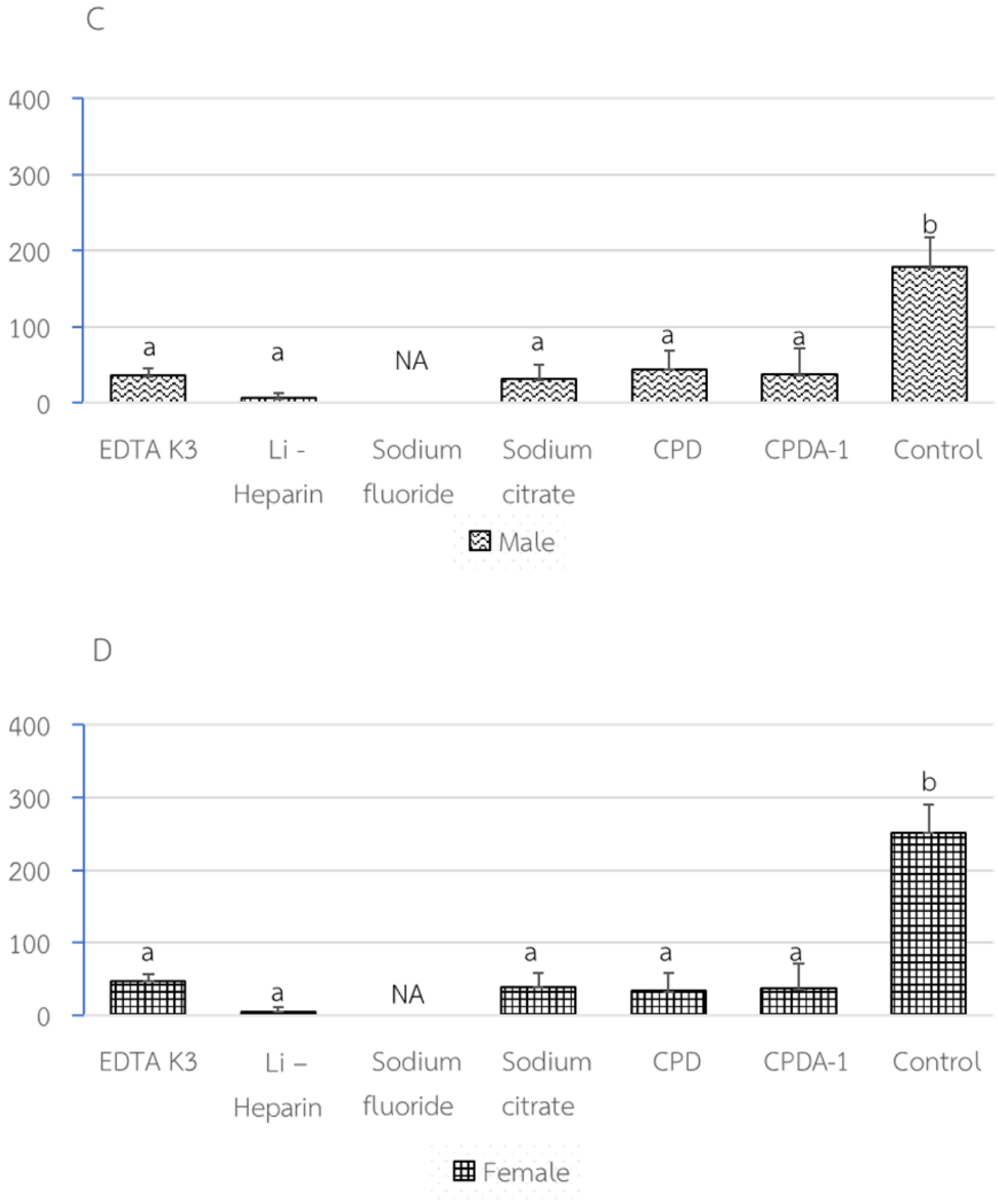
การเจริญเติบโตระยะตัวเต็มวัยเพศเมีย: จากการศึกษาจำนวนตัวเต็มวัยเพศเมียที่พัฒนาจากดักแด้พบความแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($p < 0.001$) โดยกลุ่มควบคุมให้จำนวนตัวเต็มวัยเพศเมียเฉลี่ยสูงสุด (251.67 ± 74.18 ตัว) รองลงมาได้แก่ EDTA K3 (47.33 ± 13.95 ตัว), Sodium citrate (39.33 ± 27.93 ตัว), CPDA-1 (36.67 ± 36.66 ตัว), CPD (33.33 ± 7.17 ตัว) และ Li-Heparin (5.00 ± 5.00 ตัว) ตามลำดับ ผลการวิเคราะห์ด้วยวิธี Duncan's multiple range test พบว่ากลุ่มควบคุมให้จำนวนตัวเต็มวัยเพศเมียแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติเมื่อเทียบกับทุกกลุ่มที่ใช้สารป้องกันการแข็งตัวของเลือด ขณะที่กลุ่มที่ใช้สารป้องกันการแข็งตัวทั้ง 6 ชนิดไม่มีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (รูปที่ 3D)

การเจริญเติบโตระยะตัวเต็มวัยเพศเมีย: จากการศึกษาจำนวนตัวเต็มวัยเพศเมียที่พัฒนาจากดักแด้พบความแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($p < 0.001$) โดยกลุ่มควบคุมให้จำนวนตัวเต็มวัยเพศเมียเฉลี่ยสูงสุด (251.67 ± 74.18 ตัว) รองลงมาได้แก่ EDTA K3 (47.33 ± 13.95 ตัว), Sodium citrate (39.33 ± 27.93 ตัว), CPDA-1 (36.67 ± 36.66 ตัว), CPD (33.33 ± 7.17 ตัว) และ Li-Heparin (5.00 ± 5.00 ตัว) ตามลำดับ ผลการวิเคราะห์ด้วยวิธี Duncan's multiple range test พบว่ากลุ่มควบคุมให้จำนวนตัวเต็มวัยเพศเมียแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติเมื่อเทียบกับทุกกลุ่มที่ใช้สารป้องกันการแข็งตัวของเลือด ขณะที่กลุ่มที่ใช้สารป้องกันการแข็งตัวทั้ง 6 ชนิดไม่มีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ (รูปที่ 3D)

สัดส่วนการอยู่รอดในแต่ละระยะการพัฒนา: จากการวิเคราะห์เปอร์เซ็นต์การอยู่รอดของยุงในแต่ละระยะการพัฒนาหลังจากตัวเต็มวัยเพศเมียได้รับเลือดที่ผสมสารป้องกันการแข็งตัวชนิดต่างๆ พบว่าสารแต่ละชนิดมีผลต่อสัดส่วนการอยู่รอดแตกต่างกัน โดยกลุ่มควบคุมมีเปอร์เซ็นต์การอยู่รอดสูงสุด โดยในระยะไข่คิดเป็น 33% ระยะดักแด้ 58% ระยะตัวเต็มวัยเพศผู้ 54% และระยะตัวเต็มวัยเพศเมีย 61% ขณะที่สาร CPD ให้สัดส่วนการอยู่รอดในระยะไข่ 21% ระยะดักแด้ 10% ระยะตัวเต็มวัยเพศผู้ 13% และระยะตัวเต็มวัยเพศเมีย 10% ส่วนสาร CPDA-1 ให้สัดส่วนการอยู่รอดในระยะไข่ 20% ระยะดักแด้ 10% ระยะตัวเต็มวัยเพศผู้ 11% และระยะตัวเต็มวัยเพศเมีย 9% สาร Sodium citrate ให้สัดส่วนการอยู่รอดในระยะไข่ 13% ระยะดักแด้ 9% ระยะตัวเต็มวัยเพศผู้ 9% และระยะตัวเต็มวัยเพศเมีย 10% สาร EDTA K3 ให้สัดส่วนการอยู่รอดในระยะไข่ 11% ระยะดักแด้ 11% ระยะตัวเต็มวัยเพศผู้ 11% และระยะตัวเต็มวัยเพศเมีย 11% สาร Li-Heparin ให้สัดส่วนการอยู่รอดต่ำมากในทุกระยะการพัฒนา (ระยะไข่ 2% ระยะดักแด้ 2% ระยะตัวเต็มวัยเพศผู้ 2% และระยะตัวเต็มวัยเพศเมีย 1%) ส่วนสาร Sodium fluoride ไม่พบการอยู่รอดในทุกระยะการพัฒนา (0%)


A
800
600
400
200
0
a
a
a
ab
ab
ab
b
EDTA K3
Li - Heparin
Sodium fluoride
Sodium citrate
CPD
CPDA-1
Control
Egg laid


B
800
600
400
200
0
a
a
NA
a
a
a
b
EDTA K3
Li - Heparin
Sodium fluoride
Sodium citrate
CPD
CPDA-1
Control
Pupa



ภาพที่ 3 ผลของสารป้องกันการแข็งตัวของเลือดต่อการเจริญเติบโตในรุ่นลูกยุงลายบ้าน: การเปรียบเทียบจำนวนไข่ที่วางได้ (A) จำนวนดักแด้ (B) จำนวนตัวเต็มวัยเพศผู้ (C) และจำนวนตัวเต็มวัยเพศเมีย (D) ที่เกิดจากยุงเพศเมียที่ได้รับเลือดผสมสารป้องกันการแข็งตัวชนิดต่างๆ ค่าเฉลี่ยที่ตามด้วยตัวอักษรเดียวกันไม่มีความแตกต่างกันอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติที่ระดับ $p<0.05$ โดยวิธี Duncan's Multiple Range Test, NA=ไม่ปรากฏหลักฐาน

วิจารณ์ผล

การเพาะเลี้ยงยุงในห้องปฏิบัติการเป็นขั้นตอนสำคัญในการศึกษาวิจัยเกี่ยวกับยุงพาหะนำโรค โดยเฉพาะในประเด็นของการควบคุมประชากรยุง การทดสอบสารเคมี และการศึกษาการถ่ายทอดเชื้อก่อโรค ปัจจุบันได้มีการพัฒนาอย่างต่อเนื่องในหลายด้าน ทั้งการพัฒนาระบบการเลี้ยง อุปกรณ์ และแหล่งอาหาร เพื่อเพิ่มประสิทธิภาพการผลิตยุงให้ได้ปริมาณมากและมีคุณภาพ[10] Balestrino และคณะ[11-12] มีการคิดค้นนวัตกรรมใหม่ๆ เช่น ระบบน้ำวนควบคุมอุณหภูมิ และถาดเลี้ยงพลาสติก thermoformed ABS ที่สามารถเลี้ยงลูกน้ำยุงได้ครั้งละ 140,000 -175,000 ตัว เพื่อให้เหมาะสมต่อการเจริญเติบโตของยุง

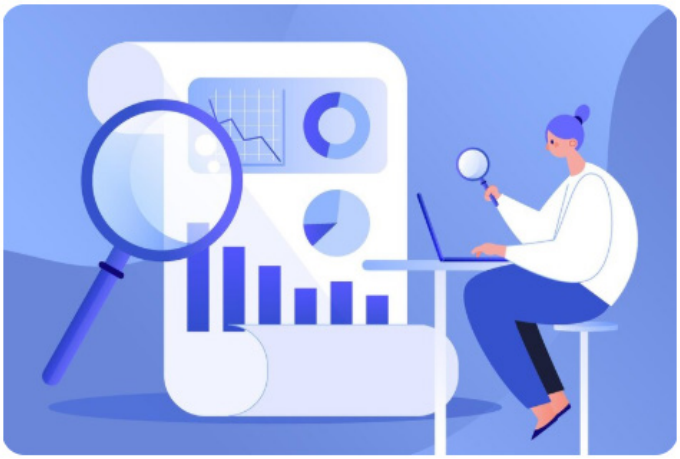
การให้เลือดผ่านเมมเบรนเทียม (artificial membrane feeding) เป็นวิธีการหนึ่งที่ได้รับความนิยมเพิ่มขึ้นอย่างต่อเนื่อง เนื่องจากมีข้อดีหลายประการเมื่อเทียบกับการให้ยุงกินเลือดจากสัตว์ทดลองโดยตรง (13-14) ผลการศึกษานี้สอดคล้องกับงานวิจัยก่อนหน้าที่พบว่า การให้เลือดผ่านเมมเบรนเทียมสามารถทดแทนการใช้สัตว์ทดลองได้อย่างมีประสิทธิภาพ โดยยุงสามารถสืบพันธุ์และให้รุ่นลูกหลานได้ต่อเนื่อง [15-16]

เมื่อพิจารณาเปรียบเทียบระหว่างการให้เลือดผ่านเมมเบรนเทียมกับการใช้สัตว์ทดลองโดยตรง พบว่าการให้เลือดผ่านเมมเบรนเทียมมีข้อได้เปรียบที่สำคัญคือสอดคล้องกับหลักจริยธรรมการใช้สัตว์ทดลองตามแนวทาง 3Rs (Replacement, Reduction, Refinement) ซึ่งเป็นมาตรฐานสากลในการวิจัยที่เกี่ยวข้องกับสัตว์ [17-18] Russell และ Burch[17] ได้อธิบายว่าการลดการใช้สัตว์ทดลองไม่เพียงแต่สอดคล้องกับหลักจริยธรรมเท่านั้น แต่ยังส่งผลดีในแง่ของการลดต้นทุนและทรัพยากรในการดูแลสัตว์ทดลองอีกด้วย [19] นอกจากนี้ การให้เลือดผ่านเมมเบรนเทียมยังมีความปลอดภัยและความสะดวกมากกว่า [20] วิธีนี้ช่วยลดความเสี่ยงต่อการได้รับบาดเจ็บของทั้งสัตว์ทดลองและผู้ปฏิบัติงาน รวมถึงลดโอกาสการติดเชื้อจากการสัมผัสสัตว์ [7] ข้อได้เปรียบอีกประการหนึ่งคือความสามารถในการควบคุมปัจจัยต่างๆ ได้อย่างแม่นยำ Bousema และคณะ[21] พบว่าระบบการให้เลือดผ่านเมมเบรนเทียมช่วยให้นักวิจัยสามารถควบคุมปริมาณและคุณภาพของเลือดตลอดจนการเติมสารต่างๆ ลงในเลือดได้ง่ายและแม่นยำ[22] นอกจากนี้ Gonzales และคณะ [14] ได้พัฒนาอาหารเทียม "SkitoSnack" ที่สามารถใช้แทนเลือดได้ โดยได้ทดสอบผลกระทบต่อวงจรชีวิตและจุลินทรีย์ในลำไส้ของยุงลายบ้าน ซึ่งแสดงให้เห็นถึงความก้าวหน้าในการพัฒนาอาหารเทียมสำหรับยุง

ปัจจัยสำคัญอีกประการที่มีผลต่อประสิทธิภาพของการให้เลือดผ่านเมมเบรนเทียมคือการเลือกใช้สารป้องกันการแข็งตัวของเลือด จากการศึกษาพบว่าพลาสมาให้ผลดีที่สุดในการกระตุ้นการวางไข่และการเจริญเติบโตของยุงลายบ้าน เนื่องจากมีองค์ประกอบทางชีวเคมีที่เหมาะสมต่อการพัฒนาไข่ของยุง โดยปราศจากเม็ดเลือดแดงที่อาจเสื่อมสภาพและส่งผลเสียต่อการสืบพันธุ์ของยุง[7] ในขณะที่สาร Sodium fluoride พบว่าสามารถยับยั้งการวางไข่ของยุงได้อย่างสมบูรณ์ ซึ่งอาจเป็นข้อมูลที่นำไปสู่การพัฒนาวิธีการควบคุมประชากรยุงในอนาคต [14]

นอกจากสารกันเลือดแข็งแล้ว ยังมีปัจจัยอื่นๆ ที่มีผลต่อความสำเร็จในการให้เลือดผ่านเมมเบรนเทียม ได้แก่ อุณหภูมิของเลือด โดยMcMeniman และคณะ[23] พบว่าอุณหภูมิที่เหมาะสมสำหรับการกินเลือดของยุงลายบ้าน อยู่ที่ 37-39°C ชนิดของเมมเบรนก็เป็นปัจจัยสำคัญ โดยพาราฟิล์มที่มีความหนา 15-30 ไมครอนให้ผลดีที่สุดสำหรับยุงลายบ้านi แหล่งที่มาและความสดของเลือดก็มีผลต่ออัตราการวางไข่และคุณภาพของไข่ โดย Phasomkusolsil และคณะ [24] พบว่ายุง *Anopheles dirus* ที่กินเลือดวัวให้จำนวนไข่มากกว่ายุงที่กินเลือดหมูและเลือดแพะ นอกจากนี้ปัจจัยสิ่งแวดล้อม เช่น ความชื้น แสง และระยะเวลาในการให้ยุงกินเลือด ก็มีผลต่อพฤติกรรมการกินเลือดและการวางไข่เช่นกัน โดย Costa-da-Silva และคณะ [16] พบว่าการให้ยุงกินเลือดในสภาพที่มีความชื้นสัมพัทธ์สูง (70-80%) และในที่มืดหรือแสงสลัวจะเพิ่มอัตราการกินเลือด

อย่างไรก็ตาม แม้ว่าการใช้เมมเบรนเทียมจะมีข้อดีหลายประการ แต่ในบางกรณี ยุงอาจมีอัตราการกินเลือดต่ำกว่าเมื่อเทียบกับการกินเลือดจากสัตว์มีชีวิต เนื่องจากขาดสิ่งกระตุ้นตามธรรมชาติ เช่น ความร้อนจากร่างกายสัตว์ กลิ่นตัว และคาร์บอนไดออกไซด์ [23, 25-26]



การพัฒนาระบบการให้เลือดผ่านเมมเบรนเทียมที่คำนึงถึงปัจจัยต่างๆ เหล่านี้จะช่วยเพิ่มประสิทธิภาพในการเพาะเลี้ยงยุงในห้องปฏิบัติการ องค์ความรู้ที่ได้สามารถนำไปประยุกต์ใช้ในการเพาะเลี้ยงยุงลายบ้านในห้องปฏิบัติการให้มีประสิทธิภาพยิ่งขึ้น และควรมีการศึกษาเพิ่มเติมในยุงพาหะนำโรคชนิดอื่นๆ เช่น Anopheles ซึ่งเป็นพาหะนำเชื้อมาลาเรีย หรือ Culex ซึ่งเป็นพาหะนำเชื้อไข้สมองอักเสบเจอี เพื่อพัฒนาวิธีการเลี้ยงยุงในห้องปฏิบัติการให้มีประสิทธิภาพสูงสุดซึ่งจะเป็นประโยชน์ต่อการศึกษาวิจัยและการควบคุมโรคติดต่อนำโดยยุงในอนาคต

สรุปผล

การศึกษาประสิทธิภาพของสารป้องกันการแข็งตัวของเลือด 7 ชนิด (EDTA K3, Li-Heparin, Sodium fluoride, Sodium citrate, CPD, CPDA-1 และพลาสมา) ในการเลี้ยงยุงลายบ้าน ด้วยวิธีการให้เลือดผ่านเมมเบรน มีความแตกต่างอย่างมีนัยสำคัญทางสถิติ ($p<0.05$) ในด้านอัตราการสืบพันธุ์และการเจริญเติบโตในทุกระยะ ชุดควบคุม (พลาสมา) แสดงประสิทธิภาพสูงสุดโดยให้จำนวนไข่ ดักแด้ และตัวเต็มวัยมากที่สุด การใช้พลาสมาที่ได้จากการปั่นเหวี่ยงเลือดเป็นวิธีที่มีประสิทธิภาพและสะดวกกว่าการใช้สารป้องกันการแข็งตัวของเลือดชนิดอื่นๆ องค์ความรู้ที่ได้สามารถนำไปประยุกต์ใช้ในการเพาะเลี้ยงยุงลายบ้านในห้องปฏิบัติการให้มีประสิทธิภาพยิ่งขึ้น และควรมีการศึกษาเพิ่มเติมในยุงพาหะนำโรคชนิดอื่นๆ เพื่อพัฒนาวิธีการเลี้ยงยุงในห้องปฏิบัติการให้มีประสิทธิภาพสูงสุด อันจะเป็นประโยชน์ต่อการวิจัยด้านการควบคุมโรคติดต่อนำโดยยุงต่อไป

จริยธรรมการวิจัย

การดำเนินการทั้งหมดที่เกี่ยวข้องกับตัวอย่างยุงลายบ้าน เป็นไปตามมาตรฐานการใช้สัตว์เพื่องานทางวิทยาศาสตร์ มหาวิทยาลัยสงขลานครินทร์ (หมายเลขการรับรอง 2022-NAT12-061, เลขที่โครงการ AUP Ref. AI089/2022) ภายใต้ใบอนุญาตใช้สัตว์เพื่องานทางวิทยาศาสตร์เลขที่ U1-06137-2560

กิตติกรรมประกาศ

งานวิจัยนี้สำเร็จลุล่วงได้ด้วยความกรุณาและความช่วยเหลือจากบุคคลและหน่วยงานหลายฝ่าย คณะผู้วิจัยขอขอบพระคุณสำนักงานกองทุนสนับสนุนการวิจัย (สกว.) สำหรับการสนับสนุนทุนวิจัยประจำปีงบประมาณ 2560 ภายใต้โครงการพัฒนาวิธีการเลี้ยงยุงพาหะในห้องปฏิบัติการเพื่อการศึกษาโรคติดต่อนำโดยแมลง ขอขอบคุณ รศ.ดร.ธีรกมล เพ็งสกุล จากคณะเทคนิคการแพทย์ มหาวิทยาลัยสงขลานครินทร์ สำหรับความอนุเคราะห์แหล่งของเลือดและสารป้องกันการแข็งตัวของเลือดที่นำมาใช้ในการทดลองครั้งนี้ และคำแนะนำอันมีค่าเกี่ยวกับการจัดการตัวอย่างเลือด ขอขอบคุณคณะทรัพยากรธรรมชาติ มหาวิทยาลัยสงขลานครินทร์ ที่อนุญาตให้ใช้สถานที่และอุปกรณ์ในการทดลอง และภาควิชากีฏวิทยา คณะเกษตร มหาวิทยาลัยเกษตรศาสตร์ ที่ให้ความอนุเคราะห์ไข่ยุงลายบ้านสายพันธุ์ห้องปฏิบัติการสำหรับการศึกษานี้ ขอบคุณนักศึกษาระดับปริญญาโทที่ช่วยดูแลการเลี้ยงยุงและเก็บข้อมูลการทดลอง

เอกสารอ้างอิง

1. Vannavong, N., R. Seidu, T. A. Stenstrom, N. Dada, and H. J. Overgaard. Effects of socio-demographic characteristics and household water management on *Aedes aegypti* production in suburban and rural villages in Laos and Thailand. Parasit. Vectors. 2017. 10: 170.

2. Wasinpiyamongkol, L., S. Patramool, S. Thongrungkiat, P. Maneekan, S. Sangmukdanan,D. Misse, and N. Luplertlop. Protein expression in the salivary glands of dengue-infected *Aedes aegypti* mosquitoes and blood-feeding success. Southeast Asian J. Trop. Med. Public Health. 2012. 43: 1346-1357.

3. สำนักระบาดวิทยา กรมควบคุมโรค . [อินเทอร์เน็ต]. ม.ค.-ธ.ค. 2561 [เข้าถึงเมื่อ 5 เมษายน 2561]. เข้าถึง ได้จาก: http://doe.moph.go.th/surdata/disease.php?dcontent=old&ds=262766

4. Sattabongkot, J., N. Maneechai, V. Phunkitchar, N. Eikarat, B. Khuntirat, J. Sirichaisinthop, et al.. Comparison of artificial membrane feeding with direct skin feeding to estimate the infectiousness of *Plasmodium vivax* gametocyte carriers to mosquitoes. Am. J. Trop. Med. Hyg.2003. 69: 529-535.

5. Pumidonming, W., P. Polseela, W. Maleewong, V. Pipitgool, and C. Poodendaen. *Culex quinquefasciatus* in Phitsanulok as a possible vector of nocturnally periodic *Wuchereria bancrofti* transmission in Myanmar immigrants. Southeast Asian J. Trop. Med. Public Health. 2005. 36: 176-179.

6. Pothikasikorn, J., M. J. Bangs, R. Boonplueang, and T. Chareonviriyaphap. Susceptibility of various mosquitoes of Thailand to nocturnal subperiodic *Wuchereria bancrofti.* J. Vector Ecol. 2008. 33: 313-320.

7. Pothikasikorn, J., R. Boonplueang, C. Suebsaeng, R. Khaengraeng, and T. Chareonviriyaphap. Feeding response of *Aedes aegypti* and *Anopheles dirus* (Diptera: Culicidae) using out-of-date human blood in a membrane feeding apparatus. J. Vector Ecol. 2010. 35: 149-155.

8. Phasomkusolsil, S., K. Pantuwattana, J. Tawong, W. Khongtak, Y. Kertmanee, N. Monkanna, et al. The relationship between wing length, blood meal volume, and fecundity for seven colonies of Anopheles species housed at the Armed Forces Research Institute of Medical Sciences, Bangkok, Thailand. Acta Trop. 2015. 152: 220-227.

9. บุญศรี มหากิตติคุณ. การเจาะเก็บเลือดและการใช้สารกันเลือดแข็ง. ภาควิชาเทคนิคการแพทย์ คณะสหเวชศาสตร์ จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย. . [อินเทอร์เน็ต] [เข้าถึงเมื่อ 27 เมษายน 2561] เข้าถึงได้จาก : http:// www.microscopy.ahs.chula.ac.th/newmicros/.../bloodcollecting.pdf.

10. Mamai, W., N. S. Bimbile-Somda, H. Maiga, J. G. Juarez, Z. A. Muosa, A. B. Ali, et al. Optimization of mosquito egg production under mass rearing setting: effects of cage volume, blood meal source and adult population density for the malaria vector, *Anopheles arabiensis.* Malar. J. 2017. 16: 41.

11. Balestrino, F., J. R. Gilles, S. M. Soliban, A. Nirschl, Q. E. Benedict, and M. Q. Benedict. Mosquito mass rearing technology: a cold-water vortex device for continuous unattended separation of *Anopheles arabiensis* pupae from larvae. J. Am. Mosq. Control Assoc.2011. 27: 227-235.

12. Balestrino, F., M. Q. Benedict, and J. R. Gilles. A new larval tray and rack system for improved mosquito mass rearing. J. Med. Entomol. 2012. 49: 595-605.

13. Gonzales, K.K. and I.A. Hansen. Artificial diets for mosquitoes. Int. J. Environ. Res. Public Health. 2016. 13: 1267.

14. Gonzales, K.K., S.D. Rodriguez, H.N. Chung, M. Kowalski, J. Vulcan, E.L. Moore, et al. The effect of SkitoSnack, an artificial blood meal replacement, on *Aedes aegypti* life history traits and gut microbiota. Sci. Rep. 2018. 8: 11023.

15. Luo, Y.P. A novel multiple membrane blood-feeding system for investigating and maintaining Aedes aegypti and *Aedes albopictus* mosquitoes. J. Vector Ecol. 2014. 39: 271-277.

16. Costa-da-Silva, A.L., F.R. Navarrete, F.S. Salvador, M. Karina-Costa, R.S. Ioshino, D.S. Azevedo, et al. Gly-tube: A conical tube and Parafilm M-based method as a simplified device to artificially blood-feed the dengue vector mosquito, *Aedes aegypti.* PLoS One 8: e53816. 2013.

17. Russell, W.M.S. and R.L. Burch. The principles of humane experimental technique. Methuen, London. 1959.

18. Balls, M., A.M. Goldberg, J.H. Fentem, C.L. Broadhead, R.L. Burch, M.F.W. Festing, et al. The three Rs: The way forward. Alternatives to Laboratory Animals.1995. 23: 838-866.

19. Mutero, C.M., J.H. Ouma, B.K. Agak, J.A. Wanderi, and R.S. Copeland. Malaria prevalence and use of self-protection measures against mosquitoes in Suba District, western Kenya. East Afr. Med. J. 2003. 80: 235-240.

20. Deng, L., S.Y. Koou, A.B. Png, L.C. Ng, and S.G. Lam-Phua. A novel mosquito feeding system for routine blood-feeding of *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus.* Trop. Biomed. 2012. 29: 169-174.

21. Bousema, T., R.R. Dinglasan, I. Morlais, L.C. Gouagna, T. van Warmerdam, P.H. Awono-Ambene, et al. Mosquito feeding assays to determine the infectiousness of naturally infected Plasmodium falciparum gametocyte carriers. PLoS One 7: e42821. 2012.

22. Damiens, D., S.M. Soliban, F. Balestrino, R. Alsir, M.J. Vreysen, and J.R. Gilles. Different blood and sugar feeding regimes affect the productivity of *Anopheles arabiensis* colonies (Diptera: Culicidae). J. Med. Entomol. 2013. 50: 336-343.

23. McMeniman, C.J., R.A. Corfas, B.J. Matthews, S.A. Ritchie, and L.B. Vosshall. Multimodal integration of carbon dioxide and other sensory cues drives mosquito attraction to humans. Cell. 2014. 156: 1060-1071.

24. Phasomkusolsil, S., K. Tawong, W. Permpanich, Y. Pengruksa, S. Thammavong, K. Khanin, at al. Maintenance of mosquito vectors: effects of blood source on feeding, survival, fecundity, and egg hatching rates. J. Vector Ecol. 2013. 38: 38-45.

25. Takken, W. and N.O. Verhulst. Host preferences of blood-feeding mosquitoes. Annu. Rev. Entomol. 2013. 58: 433-453.

26. Lyimo, I.N., D.T. Haydon, T.L. Russell, K.F. Mbina, A.A. Daraja, E.M. Mbehela, et al. The impact of host species and vector control measures on the fitness of African malaria vectors. Proc. R. Soc. B. 2013. 280: 20122823.

กองโรคติดต่อนำโดยแมลงองค์กรแห่งความสุข ปี 2562

Division of Vector-Borne Diseases - A Happy Organization 2019

ดวงกมล หาทวี
กองโรคติดต่อนำโดยแมลง

Duangkamon Hathawee
Division of vector borne Diseases
Department of Disease Control

กองโรคติดต่อนำโดยแมลงได้ดำเนินการตามแผนปฏิบัติการเสริมสร้างความสุขและความผูกพันของบุคลากร ปีงบประมาณ พ.ศ. 2562 โดยมุ่งหวังให้มีการเสริมสร้างความสุขของบุคลากรในองค์กร สอดคล้องกับแนวคิดของกระทรวงสาธารณสุขที่มุ่งดำเนินงานกับกลุ่มเป้าหมายหลัก คือ “คนในองค์กร” ที่ถือเป็นบุคคลสำคัญและเป็นกำลังหลักของหน่วยงานโดยหวังว่า เมื่อคนทำงานในองค์กรมีความสุข ย่อมส่งผลดีต่อการปฏิบัติงานและบรรลุเป้าหมายขององค์กร รวมถึงความผาสุกในครอบครัวชุมชน ส่งผลต่อสังคมที่มีความสุขอย่างยั่งยืน ซึ่งการดำเนินการดังกล่าวได้สอดรับกับการประเมินคุณภาพชีวิต ความสุข และความผูกพันในองค์กร (HAPPINOMETER) มาขับเคลื่อนการดำเนินงานองค์กรแห่งความสุข ตามช่องว่างที่พบในการประเมินนั้น โดยจัดทำเป็นแผนปฏิบัติการเสริมสร้างความสุขและความผูกพันของกองโรคติดต่อนำโดยแมลง ซึ่งเน้นดำเนินการปิดช่องว่างที่พบจากการสำรวจคุณภาพชีวิต ความสุข และความผูกพันในองค์กร ได้แก่ Happy Heart (น้ำใจดี) Happy Soul (จิตวิญญาณดี) และ Happy Brain (ใฝ่รู้ดี) และจัดกิจกรรมเพื่อส่งเสริมความผูกพันขององค์กร Say (กล่าวถึงองค์กร) อย่างต่อเนื่องอีกด้วย

จากการสำรวจความสุขและความผูกพันของบุคลากรกองโรคติดต่อนำโดยแมลง ปีงบประมาณ พ.ศ.2561 ระหว่างวันที่ 6 -20 กันยายน 2561 มีบุคลากรตอบแบบสำรวจจำนวนทั้งสิ้น 80 คน จาก 144คน คิดเป็นร้อยละ 55.56 พบช่องว่าง 5 ด้าน คือ ด้าน Happy Heart (น้ำใจดี) ด้าน Happy Soul (จิตวิญญาณดี) ด้าน Happy Brain (ใฝ่รู้ดี) และ Say (กล่าวถึงองค์กร) กองโรคติดต่อนำโดยแมลงจึงได้จัดทำกิจกรรมสร้างสุขและความผูกพันในองค์กรจำนวน 3 กิจกรรม ดังนี้

1. กิจกรรมสวดมนต์และเจริญสติประจำวัน กองโรคติดต่อนำโดยแมลง (ด้าน Happy Soul : จิตวิญญาณดี)

กองโรคติดต่อนำโดยแมลงได้ จัดกิจกรรมสวดมนต์และเจริญสมาธิประจำวันขึ้น ตั้งแต่วันที่ 23 เมษายน 2562 ณ ห้องประชุมกองโรคติดต่อนำโดยแมลง โดยปรับเวลาจัดกิจกรรมให้เหมาะสมกับการทำงานเป็น 08.30 -09.00 น. ของทุกวัน หลังจากนั้นได้มีการปรับการจัดกิจกรรมเป็นสวดมนต์ทุกสัปดาห์ ในวันพฤหัสบดี โดยเริ่มมาตั้งแต่ วันที่ 18 มิถุนายน 2562

กิจกรรมประกอบด้วยการสวดมนต์ ประมาณ 20 นาที เจริญสติด้วยการนั่งสมาธิ 3 นาที แผ่เมตตา 3 นาที (เวลาได้ปรับเปลี่ยนตามสถานการณ์ เช่น มีประชุมที่ต้องใช้ห้องประชุมต่อ เป็นต้น) ในระยะแรกดำเนินกิจกรรมทุกวันตั้งแต่วันที่ 23 เมษายน – 6 มิถุนายน 2562 รวม 22 ครั้ง ต่อมาปรับเป็นจัดกิจกรรมเป็นประจำทุกสัปดาห์ ตั้งแต่วันที่ 18 มิถุนายน 2562 - 29 สิงหาคม 2562 รวม 6 ครั้ง ผู้เข้าร่วมกิจกรรมส่วนใหญ่อยู่ในกลุ่มบริหารทั่วไป และตัวแทนจากกลุ่มยุทธศาสตร์ กลุ่มพัฒนาองค์กรฯ กลุ่มโรคติดต่อนำโดยแมลงอื่นๆ กลุ่มกีฏวิทยาฯ เป็นต้น เพศหญิงมากกว่าเพศชาย โดยเฉลี่ยมีผู้เข้าร่วมกิจกรรมวันละ 13 คน และเป็นคนเดิมที่เข้าร่วมกิจกรรมทุกครั้ง

ประโยชน์ของการจัดกิจกรรมสวดมนต์และเจริญสติ จากการสอบถามผู้เข้าร่วมกิจกรรม พบว่า ผู้เข้าร่วมกิจกรรมรู้สึกว่ากิจกรรมนี้มีประโยชน์ ทำให้เกิดสมาธิ ทำให้จิตใจสงบ ลดความโกรธ ใจเย็น มีสติสามารถเริ่มต้นการทำงานในแต่ละวันได้ดี เป็นการสะสมทานบารมีประจำวัน และอยากให้จัดแบบนี้ตลอดไป

รูปกิจกรรมสวดมนต์และเจริญสติประจำวัน กองโรคติดต่อนำโดยแมลง

2. **กิจกรรมส่งเสริมบุคลากรเข้าร่วมโครงการจิตอาสาพัฒนาสิ่งแวดล้อม ป้องกันโรคไข้เลือดออก (ด้านHappy Heart :น้ำใจดี)**

ปีงบประมาณ พ.ศ.2562 กองโรคติดต่อนำโดยแมลง ได้เป็นหน่วยงานหลักในการจัดทำกิจกรรมจิตอาสาโดยเน้นไปที่การรณรงค์ ป้องกันโรคไข้เลือดออก ด้วยการกำจัดแหล่งเพาะพันธุ์ลูกน้ำยุงลาย การจัดเก็บขยะ กำจัดภาชนะที่มีน้ำขัง การให้ความรู้และแจกทรายกำจัดลูกน้ำ ซึ่งได้ดำเนินกิจกรรมในพื้นที่ บริเวณกระทรวงสาธารณสุข คือ สถาบันบำราศนราดูร โรงพยาบาลศรีธัญญา และพื้นที่นอกหน่วยงานได้แก่ จังหวัดนครปฐม (โรงเรียนทวารวดี) วัดบวรนิเวศวิหาร จำนวน 105 คน รวมทั้ง ได้ส่งบุคลากรเข้าร่วมโครงการ "จิตอาสาพัฒนาคลองเปรมประชากร-คลองรังสิตประยูรศักดิ์ 1-14 จังหวัดปทุมธานี ซึ่งจัดโดยจังหวัดปทุมธานี ระหว่างวันที่ 14-22 ต.ค.61 จำนวน 164 คน

ซึ่งในปีงบประมาณ พ.ศ. 2562 ถือได้ว่ากองโรคติดต่อนำโดยแมลงได้ทำกิจกรรมจิตอาสาได้ครอบคลุมสถานที่เป้าหมาย คือ ชุมชน วัด โรงเรียน สถานที่ทำงานและโรงพยาบาล รวมทั้งเน้นย้ำให้จิตอาสา ให้ความรู้และความตระหนักในการป้องกันตนเองของประชาชน เพื่อลดจำนวนผู้ป่วย ผู้เสียชีวิต

และควบคุมยุงพาหะ โดยหวังว่าการทำจิตอาสาจะเป็นการกระตุ้นให้ประชาชนเกิดความรับผิดชอบต่อส่วนรวมในการลดแหล่งเพาะพันธุ์ยุงในสถานที่ชุมชนและสถานที่สำคัญต่างๆ เพื่อลดความเสี่ยงในการป่วยไข้เลือดออกของประชาชน ซึ่งจะส่งผลให้มีคุณภาพชีวิตดีขึ้นต่อไป

รูปกิจกรรมจิตอาสาพัฒนาสิ่งแวดล้อม ป้องกันโรคไข้เลือดออก

3. กิจกรรมกิจกรรมกีฬาสัมพันธ์และส่งเสริมสุขภาพเพื่อสร้างความผูกพันขององค์กร

กองโรคติดต่อนำโดยแมลงได้จัดกิจกรรมกีฬาสีสัมพันธ์ขึ้น เนื่องจากเห็นความสำคัญ และคุณค่าของกีฬาทั้งในด้านการส่งเสริมสุขภาพกายและจิตใจ เพราะประโยชน์ของกีฬาสัมพันธ์ไม่จำกัดอยู่เพียงกิจกรรมนันทนาการเพื่อการออกกำลังกายและการใช้เวลาว่างให้ผ่านไปเท่านั้น แต่ยังเป็นกลไกสำคัญในการพัฒนามนุษย์ พัฒนาและส่งเสริมความสัมพันธ์ภายในหน่วยงานได้ โดยจัดกิจกรรมกีฬาสัมพันธ์ขึ้นในวันที่ 27 ธ.ค. 2561 ซึ่งได้รับความร่วมมือเป็นอย่างดีจากผู้บริหารและบุคลากรทุกคนในหน่วยงาน

รูปกิจกรรมกีฬาสัมพันธ์เพื่อสร้างความผูกพันขององค์กร

ในวันที่ 6 มี.ค.62 กองโรคติดต่อนำโดยแมลงได้ดำเนินการให้ความรู้เพื่อเสริมสร้างองค์กรรอบรู้ด้านสุขภาพโดยเชิญนายแพทย์วชิระ เพ็งจันทร์ นายกสมาคมส่งเสริมความรอบรู้ด้านสุขภาพแห่งประเทศไทยมาเป็นวิทยากร โดยให้ความรู้เกี่ยวกับหลักการเสริมสร้างความรอบรู้ด้านสุขภาพ (Health literacy) และ การดำเนินการขับเคลื่อนให้เป็นองค์กรรอบรู้ด้านสุขภาพ (Health Literate Organization : HLO) รวมทั้ง มีการมอบนโยบายและแนวทางปฏิบัติในการดำเนินงานองค์กรรอบรู้ด้านสุขภาพ (Health Literate Organization) เพื่อสร้างกลไกการเข้าถึง เข้าใจ โต้ตอบซักถาม ร่วมตัดสินใจ ดำเนินการสู่องค์กรรอบรู้ด้านสุขภาพ และจัดสิ่งแวดล้อมที่เอื้อต่อสุขภาพและการเรียนรู้ด้านสุขภาพ รวมทั้ง จัดให้มีการจัดกิจกรรมส่งเสริมสุขภาพโดยเต้นแอโรบิกแดนซ์ทุกวันพุธ เวลา 15.00 เพื่อกระตุ้นให้มีพฤติกรรมรักการออกกำลังกายเป็นประจำ และให้บุคลากรทุกคนมีการออกกำลังกายในรูปแบบอื่นๆตามความถนัดและเหมาะสมกับตนเองและถือว่า ทุกคนในองค์กรมีส่วนร่วมในการยกระดับให้หน่วยงานเป็นองค์กรรอบรู้ด้านสุขภาพ

รูปกิจกรรมเสริมสร้างองค์กรรอบรู้ด้านสุขภาพ

การขับเคลื่อนองค์กรแห่งความสุข

จากการสำรวจความสุข และความผูกพันของบุคลากรกรมควบคุมโรค ปีงบประมาณ พ.ศ. 2562 ระหว่างวันที่ 22 ก.ค.-16 ส.ค.62 มีผู้ตอบแบบสอบถามจำนวน 100 คน เมื่อเทียบกับผลการสำรวจปีงบประมาณ พ.ศ.2561 ในส่วนของการสร้างเสริมความสุข 3 ด้าน พบว่า ในส่วนของ Happy Heart (น้ำใจดี) มีค่าเฉลี่ยเพิ่มขึ้น แต่ในส่วนของ Happy Soul (จิตวิญญาณดี) Happy Brain (ใฝ่รู้ดี) และค่าเฉลี่ยภาพรวม มีแนวโน้มลดลง แต่ลดลงเพียงเล็กน้อยเท่านั้น (ตารางที่ 1) และความผูกพันของบุคลากรในส่วนของ Say (กล่าวถึงองค์กร) มีค่าเฉลี่ยเพิ่มขึ้น จากปีงบประมาณ พ.ศ. 2561 (ตารางที่ 2)

ตารางที่ 1 แสดงค่าเฉลี่ยความสุขของบุคลการกองโรคติดต่อนำโดยแมลง 3 ด้าน เทียบปีงบประมาณ 2561 และ 2562

หัวข้อ	ค่าเฉลี่ยปี 2561	ค่าเฉลี่ยปี 2562	ผลการสร้างสุข
Happy Heart (น้ำใจดี)	70.12	72.30	เพิ่มขึ้น
Happy Soul (จิตวิญญาณดี)	72.25	71.25	ลดลง
Happy Brain (ใฝ่รู้ดี)	62.71	62.33	ลดลง
ภาพรวม	**63.59**	**63.06**	**ลดลง**

ตารางที่ 2 แสดงค่าเฉลี่ยความผูกพันของบุคลการกองโรคติดต่อนำโดยแมลงด้าน Say (กล่าวถึงองค์กร) เทียบปีงบประมาณ 2561 และ 2562

หัวข้อ	ค่าเฉลี่ยปี 2561	ค่าเฉลี่ยปี 2562	ผลการสร้างสุข
Say (กล่าวถึงองค์กร)	62.19	66.67	เพิ่มขึ้น
ภาพรวม	**64.79**	**67.19**	**เพิ่มขึ้น**

ปัจจัยความสำเร็จ

การดำเนินงานขับเคลื่อนองค์กรแห่งความสุขของกองโรคติดต่อนำโดยแมลง ได้รับแนวทางการดำเนินงานที่ชัดเจนจากกองการเจ้าหน้าที่ กรมควบคุมโรค ซึ่งได้กำหนดนโยบายรวมทั้งแผนปฏิบัติการในแต่ละปีที่เห็นเป็นรูปธรรม อีกทั้งยังได้รับความสำคัญจากผู้บริหารหน่วยงาน ในการให้ข้อเสนอแนะ เข้าร่วมในทุกกิจกรรม ได้รับความร่วมมือจากบุคลากรทุกระดับในองค์กรทั้งที่เป็นทีมงานผู้ดำเนินการและผู้เข้าร่วมกิจกรรม

ข้อเสนอในการพัฒนา

ในการดำเนินการขับเคลื่อนองค์กรสร้างสุขปี พ.ศ. 2563 ควรคำนึงถึงผลการสำรวจที่ค้นพบ ควรนำหัวข้อที่พบว่ามีค่าเฉลี่ยอยู่ในระดับต่ำ (Unhappy) มาเป็นหัวข้อในการพัฒนาอย่างเร่งด่วน เพื่อตอบสนองความต้องการของบุคลากรให้ทันท่วงที

การชุบมุ้งด้วยสารเคมีควบคุมยุงพาหะนำโรคไข้มาลาเรีย

Insecticide-impregnated mosquito nets for controlling malaria vector

คณัจฉรีย์ ธานิสพงศ์

กองโรคติดต่อนำโดยแมลง

Kanutcharee Thanispong

Division of vector borne Diseases
Department of Disease Control

ปัจจุบันมาตรการควบคุมยุงพาหะนำโรคไข้มาลาเรียในพื้นที่แพร่เชื้อมาลาเรียของประเทศไทย มี 3 มาตรการหลัก คือ ใช้มุ้งชุบสารเคมีเป็นมาตรการหลักอันดับแรก หากไม่สามารถดำเนินการชุบมุ้งด้วยสารเคมีในพื้นที่ดังกล่าวได้ ให้แจกมุ้งชุบสารเคมีแบบออกฤทธิ์ยาวนานเป็นอันดับที่สอง และหากไม่สามารถดำเนินการได้ทั้งสองวิธีการที่กล่าวมา ให้ดำเนินการพ่นสารเคมีแบบมีฤทธิ์ตกค้างบนพนังบ้านเป็นลำดับที่สาม การชุบมุ้งด้วยสารเคมีจะดำเนินการในพื้นที่แพร่เชื้อไข้มาลาเรีย (A1) พื้นที่ที่การแพร่เชื้อหยุดยั้งแต่ยังไม่ครบ 3 ปี (A2) และพื้นที่ไม่มีการแพร่เชื้อ (B) ที่ได้ยืนยันผลการสอบสวนแหล่งแพร่เชื้อว่าเป็นแหล่งแพร่เชื้อใหม่ การชุบมุ้งด้วยสารเคมีในพื้นที่ดังกล่าว ดำเนินการให้ครอบคลุมได้ไม่น้อยกว่าร้อยละ 90 หลังคาเรือน และให้มีอัตราการใช้มุ้งชุบสารเคมี อย่างน้อย 1 หลังต่อ 2 คน

การชุบมุ้งด้วยสารเคมีจะใช้สารเคมีในปริมาณน้อย ไม่ทำให้เกิดการตกค้างในสภาพธรรมชาติและไม่สูญเสียสารเคมี สารเคมีส่วนใหญ่ที่ใช้สำหรับชุบมุ้ง นอกจากจะมีคุณสมบัติในการฆ่ายุงที่มาสัมผัสมุ้งแล้ว ยังมีคุณสมบัติในการไล่ยุงไม่ให้เข้ามาในบริเวณนั้นด้วย สารเคมีที่ใช้มุ้งชุบจะเป็นสารที่มีความปลอดภัยสูงต่อสัตว์เลี้ยงลูกด้วยนม และเป็นสารในรูปแบบสูตรที่สามารถละลายน้ำได้ดี ไม่มีไอระเหยที่ทำให้เกิดการระคายเคืองต่อผู้ใช้และผู้ชุบมุ้ง ปัจจุบันสารเคมีที่นำมาใช้ชุบมุ้งจะเป็นสารเคมีในกลุ่มไพรีทรอยด์สังเคราะห์ เช่น เดลต้ามิทริน (deltamethrin) เพอร์มิทริน (permethrin) และอัลฟาไซเปอร์มิทริน (alpha -cypermethrin) เป็นต้น

การชุบมุ้งด้วยสารเคมีควรดำเนินการโดยเจ้าหน้าที่ที่ปฏิบัติงานด้านการควบคุมยุงพาหะนำโรคที่มีความเชี่ยวชาญ เพื่อความปลอดภัยจากสารเคมี และได้มุ้งชุบสารเคมีที่มีคุณภาพในการป้องกันยุง อย่างไรก็ตาม บุคคลทั่วไปสามารถทำการชุบมุ้งด้วยสารเคมีได้ด้วยตนเอง โดยรับการสนับสนุนสารเคมีจากหน่วยงานของภาครัฐ แต่การชุบมุ้งด้วยสารเคมีจะต้องอยู่ภายใต้การกำกับของเจ้าหน้าที่ผู้ที่มีความเชี่ยวชาญ หรือผ่านการฝึกอบรมวิธีการชุบมุ้งจากผู้เชี่ยวชาญ ดังนั้นเพื่อให้บุคคลทั่วไปสามารถชุบมุ้งด้วยสารเคมีที่มีประสิทธิภาพในการป้องกันยุงพาหะนำโรคไข้มาลาเรีย จึงได้จัดทำเอกสารฉบับนี้ขึ้น สำหรับ เจ้าหน้าที่สาธารณสุข/เจ้าหน้าที่ของรัฐที่ปฏิบัติในพื้นที่แพร่เชื้อมาลาเรีย และอาสาสมัครสาธารณสุขในพื้นที่ สามารถชุบมุ้งด้วยสารเคมีได้ด้วยตนเอง โดยดำเนินตามขั้นตอนดังต่อไปนี้

1. มุ้งสำหรับชุบสารเคมี

1.1 มุ้งที่สะอาด สามารถใช้ได้ทั้งกับมุ้งเก่าที่ผ่านการใช้งานมาแล้ว หรือมุ้งใหม่

1.2 ลักษณะเส้นใยของมุ้ง ต้องมีการดูดซับน้ำได้ดี เช่น มุ้งไนลอน มุ้งโพลีเอสเตอร์ และมุ้งฝ้าย เป็นต้น

1.3 ขนาดของมุ้ง สามารถใช้มุ้งได้ทุกขนาด

ข้อควรระวัง: ห้ามนำมุ้งชุบสารเคมีชนิดออกฤทธิ์ยาวนาน (LLINs) ที่ได้รับแจก กลับมาชุบสารเคมีใหม่

2. สารเคมีสำหรับชุบมุ้ง

สารเคมีเป็นสารพิษ ไม่เพียงมีพิษต่อแมลงเป้าหมายเท่านั้น ผู้ปฏิบัติงานกับสารเคมีก็มีโอกาสได้รับอันตรายได้ โดยเฉพาะผู้ที่ขาดความรู้และไม่มีความชำนาญพอ ดังนั้น เพื่อความปลอดภัยต่อผู้ใช้และผู้ชุบมุ้ง จึงแนะนำให้ใช้สารเคมีในกลุ่มไพรีทรอยด์สังเคราะห์ ที่มีความปลอดภัยสูงต่อสัตว์เลี้ยงลูกด้วยนม และสลายความเป็นพิษได้อย่างรวดเร็วเมื่อถูกแสงแดดหรือความร้อน

2.1 สารเคมีที่ใช้ชุบมุ้ง

ตารางที่ 1 สารเคมีสำหรับใช้ในการชุบมุ้งควบคุมยุงพาหะนำโรคไข้มาลาเรีย อัตราการใช้ชุบมุ้งขนาดกลาง – ขนาดใหญ่ พื้นที่มุ้งโดยประมาณ 12 -15 ตารางเมตร

รูปแบบสารเคมีและความเข้มข้น*	ปริมาณสารเคมีที่ใช้	อัตราสารเคมีต่อพื้นที่มุ้ง (มิลลิกรัม/ตารางเมตร: มก./,ม2)
Alpha-cypermethrin 10% SC	5 มิลลิลิตร	20 – 40
Bifenthrin 2.5% EC	15 มิลลิลิตร	25
Bifenthrin 10% SC	4 มิลลิลิตร	25
Cyfluthrin 5% EW	15 มิลลิลิตร	50
Deltamethrin 1% SC	40 มิลลิลิตร	15 – 25
Deltamethrin 25% WT	1 เม็ด (1.6 กรัม)	15 – 25
Etofenprox 10% EW	30 มิลลิลิตร	200
Lambda-cyhalothrin 2.5% CS	6 มิลลิลิตร	10 – 15
Permethrin 10% EC	40 มิลลิลิตร	200

* ได้รับการรับรองจากองค์การอนามัยโลกหรือขึ้นทะเบียนจาก สำนักงานคณะกรรมการอาหารและยา กระทรวงสาธารณสุข (ข้อมูล ณ วันที่ 13 กันยายน พ.ศ. 2559)

ที่มา: แนวทางการปฏิบัติงานกำจัดโรคไข้มาลาเรีย

SC **(Suspension concentrate):-** เป็นสารกำจัดแมลงรูปแบบของเหลวชนิดตะกอนแขวนลอยในน้ำ ประกอบด้วยสารออกฤทธิ์ เป็นของแข็งแขวนลอยอยู่ในสารละลายไม่ออกฤทธิ์ สีของสารเคมีขาวขุ่น ต้องเขย่าขวดก่อนใช้ เมื่อนำมาผสมน้ำจะไม่เกิดปฏิกิริยากับน้ำ แต่จะเป็นตะกอนแขวนลอยสีเจือจางลงมา

EC **(Emulsifiable concentrate):-**เป็นสารกาจัดแมลงรูปแบบของเหลวชนิดน้ำมันละลายเป็นเนื้อเดียวกัน ในตัวทำละลายจะใสไม่มีการตกตะกอนหรือมีตะกอนแขวนลอย เมื่อนำมาใช้ผสมน้ำจะเกิดปฏิกิริยากับน้ำมีสีขาวขุ่นคล้ายน้ำนม

EW **(Emulsion, oil in water):-** เป็นสารกำจัดแมลงรูปแบบของเหลวประกอบด้วยสารออกฤทธิ์ ในตัวทำละลายและผสม ด้วยสารแผ่กระจายเหมือนกับละอองน้ำมันเล็กๆในน้ำ สีของสารเคมีในขวดจะขาวขุ่น เมื่อนำมาใช้ผสมน้ำจะไม่เกิดปฏิกิริยากับน้ำแต่จะเป็นตะกอนแขวนลอยสีเจือจางลงมา

WT **(Water dispersible tablet):** เป็นสารกำจัดแมลงรูปแบบเม็ด ประกอบด้วยสารออกฤทธิ์ และสารไม่ออกฤทธิ์เตรียม อยู่ในรูปแบบเม็ด ต้องละลายน้ำก่อนใช้งาน เมื่อละลายน้ำจะเป็นสารละลายแขวนตะกอน

CS **(Capsule Suspension):-** เป็นสารกำจัดแมลงรูปแบบของเหลวประกอบด้วยแคปซูลขนาดเล็กที่มีสารออกฤทธิ์อยู่ ภายใน โดยแคปซูลอยู่ในตัวทำละลาย ต้องผสมน้ำก่อนใช้งาน

2.2 การป้องกันอันตรายจากสารเคมี

1. อ่านคำแนะนำจากเอกสารที่แจก หรือฉลากติดอยู่ข้างขวดบรรจุสารเคมี
2. สวมที่ปิดจมูก ป้องกันการสูดเอาไอระเหยสารเคมีเข้าไป
3. สวมถุงมือที่สะอาด ปราศจากการปนเปื้อนของสารเคมี
4. เมื่อชุบมุ้งเสร็จ สารเคมีที่เหลือในถังหรือถุงที่ใช้ชุบมุ้ง ให้เทในบริเวณที่อยู่ของมดหรือปลวก เพื่อช่วยทำลายแมลงศัตรูทางอ้อม เนื่องจากสารเคมีจะสลายตัวได้อย่างรวดเร็วเมื่อถูกแสงแดดจึงสามารถเทลงในดินได้ **ห้าม**เทสารเคมีลงบนดินใกล้บริเวณแหล่งน้ำ แหล่งที่อยู่อาศัย หรือเทลงไปในแหล่งน้ำ เพราะสารเคมีที่ใช้ชุบมุ้งเป็นสารเคมีในกลุ่มไพรีทรอยด์สังเคราะห์ ซึ่งมีความเป็นพิษสูงต่อผึ้งและสัตว์น้ำ
5. ถุงชุบสารเคมีที่ใช้แล้ว **ห้าม**นำกลับมาใช้ใหม่ ให้เผาหรือฝังทำลาย ไม่ทิ้งไว้ในบริเวณปฏิบัติงาน ป้องกันไม่ให้บุคคลอื่นนำไปใช้ประโยชน์
6. ทำความสะอาดบริเวณที่สารเคมีปนเปื้อน หลังการปฏิบัติงานทุกครั้ง

3. ขั้นตอนการชุบมุ้งด้วยสารเคมี

3.1 ขั้นเตรียมการ

1. เตรียมชุมชนให้พร้อม ด้วยการประชาสัมพันธ์ให้ทราบวัน เวลาที่จะทำการชุบมุ้ง
2. ให้คนในชุมชนซักมุ้งให้สะอาด เตรียมนำมาชุบสารเคมี ตามวัน และเวลาดังกล่าว
3. เตรียมสถานที่สำหรับชุบมุ้ง ซึ่งต้องเป็นพื้นที่โล่งร่ม และมีอากาศถ่ายเทได้สะดวก
4. ผู้ดำเนินการชุบมุ้ง ต้องมีอุปกรณ์สำหรับป้องกันตนเองจากสารเคมี เช่น ถุงมือยาง ผ้าปิดจมูก
5. อุปกรณ์การชุบมุ้ง เช่น สารเคมี ถุงพลาสติกสำหรับใช้ชุบมุ้ง น้ำสำหรับใช้ผสมสารเคมี กระบอก ตวงสารเคมี(กรณีที่ไม่ได้ใช้สารเคมีที่บรรจุปริมาตรเฉพาะ) หรือถ้วยตวง เป็นต้น

3.2 คำนวณขนาดมุ้ง และสารเคมีที่ใช้

มุ้งที่ใช้ทั่วไปมีขนาดแตกต่างกัน และทำจากวัสดุต่างชนิดกัน จึงทำให้มุ้งแต่ละหลังสามารถดูดซับสารละลายได้ไม่เท่ากัน และใช้ปริมาณสารเคมีแตกต่างกัน ซึ่งขนาดของมุ้งแต่ละหลังต้องสัมพันธ์กับปริมาตรของสารละลายที่จะใช้ เพื่อให้ได้ความเข้มข้นบนพื้นผิวมุ้งตามอัตราที่ต้องการ จึงต้องคำนวณพื้นที่มุ้งให้อยู่ในรูปตารางเมตร

1. คำนวณพื้นที่ของมุ้ง
   1) แขวนมุ้งให้ตึงทั้ง 4 มุม ลักษณะมุ้งแบบสี่เหลี่ยม มีด้านกว้าง ด้านยาว และส่วนสูง
   2) วัดพื้นที่ด้านบนมุ้ง = 1 (กว้าง x ยาว)
   3) วัดพื้นที่ด้านข้างมุ้ง = 2 (ยาว x สูง) + 2 (กว้าง x สูง)
   4) รวมพื้น โดยนำขนาดพื้นที่ที่วัดได้ในข้อ 2) + พื้นที่ที่วัดได้ในข้อที่ 3) จะได้พื้นที่ของมุ้งทั้งหมด ซึ่งอยู่ในรูปตารางเมตร

ตารางที่ 2 ขนาดมุ้งที่ใช้ทั่วไป

ขนาดมุ้ง	กว้าง (เมตร)	ยาว (เมตร)	สูง (เมตร)	พื้นที่มุ้ง (ตารางเมตร)
มุ้งขนาดเล็ก (ขนาดคนเดียว)	0.7	1.8	1.5	8.76
มุ้งขนาดกลาง (ขนาด 2 คนเดียว)	1	1.8	1.5	10.2
มุ้งขนาดใหญ่ (ขนาดครอบครัว)	1.3	1.8	1.5	11.6
มุ้งขนาดใหญ่ (ขนาดครอบครัวใหญ่)	1.9	1.8	1.5	14.52

2. คำนวณสารจากสารเคมีในรูปของผลิตภัณฑ์ทางการค้า

1) อัตราสารเคมีต่อพื้นที่มุ้ง (target dose) จะอยู่ในรูป มิลลิกรัม/ตารางเมตร (มก./ม2) ดูจากตารางที่ 1

2) ความเข้มข้นของสารเคมี จะอยู่ในรูป เปอร์เซ็นต์ (%) [ต้องแปลงให้อยู่ในรูปของ มก./มล.: โดยประมาณ 1% = 1 กรัม/100 มิลลิลิตร = 10 มิลลิกรัม/มิลลิลิตร)

3) สูตรการคำนวณ ดังนี้

$$\text{ปริมาณสารที่ต้องการใช้ (มิลลิลิตร)} = \frac{\text{อัตราสารเคมีต่อพื้นที่มุ้ง (มก./ม}^2\text{) x พื้นที่มุ้ง (ม}^2\text{)}}{\text{\% ความเข้มข้นของสารเคมี x 10}}$$

ตัวอย่าง

สารเคมี permethrin 50%EC นำมาชุบมุ้งขนาดพื้นที่ 10 ตารางเมตร โดยให้มีอัตราสารเคมีต่อพื้นที่มุ้ง 500 มก./ม2 สารเคมี permethrin ที่ต้องใช้ คำนวณได้ดังนี้

$$\text{สารเคมีที่ต้องใช้} = \frac{\text{500 (อัตราสารเคมีต่อพื้นที่มุ้ง) x 10 (ขนาดพื้นที่มุ้ง)}}{\text{50 (\% ความเข้มข้นของสารเคมี) x 10 (1\% ประมาณ 10 มก./มล.)}} = 10 \text{ มล.}$$

ที่มา: https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/63609/CTD_MAL_AFRO_97.4.pdf?sequence=1&isAllowed=y

3.3 คำนวณการดูดซับน้ำของมุ้ง

การหามาตรฐานการดูดซับน้ำทำได้ยาก เพราะวัสดุที่ใช้ทำมุ้งมีคุณสมบัติในการดูดซับน้ำได้ต่างกัน ดังนั้นการหาอัตราการดูดซับน้ำอย่างง่ายด้วย 3 วิธีดังนี้

1) ชั่งน้ำหนักของมุ้งแห้ง โดยใช้หนักของมุ้งแห้งไปคำนวณปริมาตรน้ำ โดยประมาณ น้ำหนัก 1 กรัม สามารถดูดซับน้ำได้ 1 มิลลิลิตร

2) ชุบมุ้งให้ดูดซับน้ำเต็มที่ วัดปริมาตรน้ำที่เหลือเทียบกับปริมาตรน้ำที่เริ่มต้น คือ

i. เทน้ำที่ทราบปริมาตรลงในภาชนะ

ii. แช่มุ้งในน้ำและทิ้งไว้จนกระทั่งมุ้งดูดซับน้ำได้เต็มที่

iii. นำมุ้งออกจากภาชนะ ให้น้ำส่วนเกินหยดออกจากมุ้งจนกระทั่งไม่มีน้ำหยด

iv. วัดปริมาตรน้ำที่เหลือในภาชนะ

v. นำปริมาตรน้ำที่ใช้เริ่มต้น ลบด้วย ปริมาตรน้ำที่เหลือจะได้ ปริมาตรน้ำจริงที่มุ้งสามารถดูดซับได้

3) วัดน้ำหนักที่ต่างกันของมุ้งแห้งและมุ้งเปียก คือ

i. ชั่งน้ำหนักมุ้งแห้ง

ii. แช่มุ้งในน้ำให้ดูดซับน้ำเต็มที่ แล้วนำไปชั่งน้ำหนัก

iii. หาน้ำหนักแตกต่างระหว่างมุ้งทั้ง 2 จะได้ปริมาตรน้ำที่มุ้งสามารถดูดซับได้

ตัวอย่าง การใช้น้ำและสารเคมีในการชุบมุ้ง

1. มุ้งขนาดกลาง มีพื้นที่มุ้งประมาณ 14 ตารางเมตร ถ้าเป็นมุ้งไนลอน โพลีเอสเตอร์ จะใช้น้ำปริมาตร 360 มิลลิลิตรต่อหลัง ถ้าเป็นมุ้งฝ้ายจะใช้น้ำปริมาตร 1,000 มิลลิลิตรต่อหลัง
2. การชุบมุ้งที่มีขนาด 12 – 15 ตารางเมตร สามารถใช้ปริมาณสารเคมีที่กำหนดไว้ในตารางที่ 1

ที่มา: แนวทางการปฏิบัติงานกำจัดโรคไข้มาลาเรีย

3.4 วิธีการชุบมุ้ง

1. มุ้งที่นำมาชุบสารเคมีต้องสะอาด เพื่อให้มุ้งสามารถดูดซับสารละลายได้เต็มที่ ถ้าเป็นมุ้งเก่าต้องซักตากให้แห้งก่อน
2. พับมุ้งที่ต้องการชุบให้เรียบร้อย เพื่อให้สารเคมีซึมเข้ามุ้งได้ทั่วถึง และคลี่ตากได้ง่าย
3. การผสมสารเคมี ให้เทน้ำลงไปในถุงหรือภาชนะที่ใช้ชุบ และตามด้วยสารเคมีชนิดเม็ดหรือของเหลวลงไป ผสมให้ละลายเป็นเนื้อเดียวกัน
4. ใส่มุ้งที่พับเรียบร้อยลงในถุงหรือภาชนะที่มีสารละลาย
5. นวดมุ้งให้สารละลายซึมผ่านเข้าไปให้มากที่สุด จนกระทั่งมุ้งดูดซึมสารละลายจนหมด ในกรณีชุบมุ้งในถุงพลาสติกให้ไล่ลมออกจากถุงและปิดปากถุงให้แน่น คลึงถุงไปมาจนกว่าสารละลายจะซึมเข้าไปในมุ้งหมด หลังจากนั้นให้ปล่อยทิ้งไว้ในถุงสักระยะ เพื่อให้มุ้งดูดซับสารละลายให้ได้มากที่สุดโดยประมาณจะทิ้งไว้ อย่างน้อย 15 นาที แต่ถ้าต้องการให้มุ้งดูดซับสารเคมีให้ได้มากที่สุดสามารถทิ้งไว้ในถุงได้ประมาณ 1-2 ชั่วโมง
6. นำมุ้งที่ชุบเสร็จนำออกผึ่งให้แห้ง ในร่มที่ลมสามารถพัดผ่านได้สะดวก โดยการผึ่งลงบนพื้นกระดาน อาจเป็นพื้นบ้าน หรือหญ้า เพื่อไม่ให้สารเคมีไหลออกจากมุ้ง และตกค้างอยู่บริเวณใดบริเวณหนึ่งมากเกินไป นอกจากนี้สารเคมีที่ตกค้างบนพื้นกระดานยังสามารถทำลายแมลงศัตรูอื่น เช่น เรือด ไร มด ปลวกได้ด้วย เมื่อมุ้งเริ่มแห้งค่อยกลับมุ้งอีกด้านขึ้นมาผึ่ง เพื่อไม่ให้สารเคมีตกอยู่บริเวณใดบริเวณหนึ่งมากเกินไป จนกระทั่งมุ้งพอแห้งและแน่ใจว่าไม่มีน้ำหยดจากมุ้ง สามารถนำไปผึ่งบนราวแขวนตาก (ต้องอยู่ในร่ม)
7. มุ้งที่ชุบเสร็จเมื่อแห้งเรียบร้อย สามารถนำไปใช้ได้ทันที
8. ไม่ควรซักมุ้งจนกว่าถึงเวลากำหนด (เวลาขึ้นอยู่กับชนิดของสารเคมีที่ใช้)

ข้อควรปฏิบัติ

ผู้ปฏิบัติการชุบมุ้งต้องสวมถุงมือ เพื่อป้องกันการสัมผัสกับสารเคมีโดยตรง โดยเฉพาะสารเคมีพวก อัลฟาไซยาโนไพรีทรอยด์ (α - cyyano pyrethriod) เช่น deltamethrin, lambda-cyhalothrin จะมีผลต่อผิวหนัง

4. การดำเนินการหลังการชุบมุ้ง

- ทำความสะอาดสถานที่ๆ ดำเนินงานเพื่อไม่ให้สารเคมีตกค้างและเป็นอันตรายกับสัตว์เลี้ยงและคนที่อาศัยอยู่บริเวณใกล้เคียง
- เก็บขวดสารเคมีไว้บนชั้นเก็บสารเคมีโดยเฉพาะ หรือในห้องที่ไม่ร้อน และไม่มีแสงแดด
- ภาชนะที่ใช้สำหรับชุบมุ้ง เช่น กะละมัง ถัง ที่ตวงสาร ต้องทำความสะอาด และทิ้งให้แห้ง
- ถุงพลาสติกที่ใช้ในการชุบมุ้ง ต้องเผาทำลาย หรือฝังเพื่อป้องกันไม่ให้นำมาทำความสะอาด ควรอธิบายให้ผู้อยู่อาศัยในพื้นที่ดังกล่าวทราบถึงอันตรายในการนำถุงพลาสติกที่ใช้ชุบมุ้งมาใช้ประโยชน์ต่อไป
- สารละลายที่เหลือจากการชุบมุ้งให้เทลงบนพื้นดินเพื่อทำลาย มด ปลวก ไม่นำมาใช้ในครั้งต่อไป และไม่เทลงในแหล่งน้ำ

5. ระยะเวลาที่นำมุ้งมาชุบสารเคมีใหม่

มุ้งชุบสารเคมีมีฤทธิ์ในการป้องกันยุงได้ โดยประมาณ 3 – 6 เดือน ขึ้นกับชนิดและรูปแบบของสารเคมี ลักษณะของการใช้งาน จำนวนครั้งที่ซักมุ้ง สภาพภูมิอากาศ/ฤดูกาล อย่างไรก็ตามมาตรฐานการควบคุมยุงพาหะนำโรคไข้มาลาเรียด้วยการใช้มุ้งชุบสารเคมีในโครงการกำจัดโรคไข้มาลาเรียของประเทศไทย ให้ดำเนินการชุบมุ้งด้วยสารเคมีในกลุ่มไพรีทรอยด์สังเคราะห์ และชุบมุ้งอย่างน้อย 2 ครั้งต่อปี

6. บรรณานุกรม

1. กองโรคติดต่อนำโดยแมลง. แนวทางการปฏิบัติงานกำจัดโรคไข้มาลาเรีย สำนักพิมพ์อักษรกราฟฟิคแอนด์ดีไซน์ กรุงเทพมหานคร, 2562. 132 หน้า

2. Jan A. Rozendaal. Vector Control: Method for use by Individuals and Communities.[Internet] World Health Organization, 1997. [cited 2019 Sep 27]. Available from: https://www.who.int/publications/i/item/9241544945, 412 pp.

3. World Health Organization [WHO]. Guidelines on the use of insecticide-treated mosquitonet for the prevention and control malaria in Africa. World Health Organization, 86 pp, 1997. [cited 2019 Sep 27]. Available from https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/63609/CTD_MAL_AFRO_97.4.pdf?sequence=1&isAllowed=y.

4. World Health Organization. Insecticide-treated mosquito net interventions: a manual for national control programme managers / edited by Roll Back Malaria. Roll Back Malaria. World Health Organization, 2003.[cited2019Sep27].Availablefromhttps://iris.who.int/bitstream/handle/10665/42685/9241590459_eng.pdf;sequence=1.

5. World Health Organization [WHO]. Malaria entomology and vector control: Guide For participants. World Health Organization, 2013. 180 pp.

วารสารโรคติดต่อนำโดยแมลง เป็นวารสารวิชาการ จัดพิมพ์เผยแพร่โดย สำนักโรคต่อนำโดยแมลง กรมควบคุมโรค กระทรวงสาธารณสุข มีกำหนดออกปีละ 1 ฉบับ

Journal of Vector-Borne Diseases is an academic journal. The journal published by Bureau of vector-borne Diseases, Department of Disease Control, Ministry of Public Health. This publication is yearly.

วัตถุประสงค์

1. เพื่อบริการทางวิชาการเกี่ยวกับโรคติดต่อนำโดยแมลง แก่เจ้าหน้าที่ นักวิชาการ และประชาชน
2. เป็นเวทีและสื่อกลางเผยแพร่ผลงานทางวิชาการ

Objectives

1. Service technical of the vector-borne diseases of staffs academics and public.
2. Be a forum and mediate publish academic papers.

คณะบรรณาธิการ Editorial Board

นพ.ปรีชา เปรมปรี	บรรณาธิการบริหาร	Dr.Preecha Prempree	Executive Editor
นพ. สมยศ กิตติมั่นคง	รองบรรณาธิการบริหาร	Dr. Somyot Kittimunkong	Associate Executive Editor
นายบุญเสริม อ่วมอ่อง	หัวหน้ากองบรรณาธิการ	Mr. Boonserm Aumaong	Chief of Associate Editor
สางสาวขนิษฐา ปานแก้ว	กองบรรณาธิการ	Ms. Kanitta pankaew	Associate Editor
นายอนันต์ พระจันทร์ศรี	กองบรรณาธิการ	Mr. Anan Prachasri	Associate Editor

ฝ่ายบริหารจัดการ Management

นางสาวนราพร เขื่อนยัง	ผู้จัดการ	Ms.Naraporn Khuanyoung	Manager
นางสาวทิพย์วรรณ ปัทมโรจน์	ผู้ช่วยผู้จัดการ	Ms. Toppawan Pattamaroj	Assistant Manager

กราฟฟิกดีไซน์เนอร์ Graphic designer

นายวีรพัฒน์ พลอยมอญ	กราฟฟิกดีไซน์เนอร์	Mr. Weraphat Ploymon	Graphic Designer
นายชิราวุฒ ศรีคราม	ผู้ช่วยกราฟฟิกดีไซน์เนอร์	Mr. Shirawoot Srikram	Associate Graphic Designer
นายภานุวัฒน์ ดีฤทธิ์	ผู้ช่วยกราฟฟิกดีไซน์เนอร์	Mr. Panuwat Deerit	Associate Graphic Designer

สำนักงาน

สำนักโรคติดต่อนำโดยแมลง กรมควบคุมโรค กระทรวงสาธารณสุข ถ.ติวานนท์ ตำบลตลาดขวัญ จังหวัดนนทบุรี 11000 โทร.02 5903130 โทรสาร 02 591 8422 เวปไซต์ http://www.thaivbd.org

Office

Bureau of Vector-Borne Disease, Department of Disease Control, Ministry of Public Health, Tiwanon Rd, Nonthaburi 11000 tel. 02 590 3130 Fax. 02 5918422 web site: http://www.thaivbd.org

กลยุทธ์การสื่อสารความเสี่ยง