การระบาดของพยาธิใบไม้ตับโค (*Fasiola* spp.) ตัวการก่อโรคจากสัตว์สู่คน

Outbreak of *Fasciola* spp. causing zoonotic diseases

สิริกาญดา ธนาสุวรรณ[1*] และ สุภาวดี ปิระเต[2]

Sirikanda Thanasuwan[1*] and Supawadee Piratae[2]

บทคัดย่อ: พยาธิใบไม้ตับโค (*Fasciola* spp.) เป็นปรสิตก่อโรคที่สำคัญในโค กระบือ และเป็นปัญหาสาธารณสุขที่ก่อโรคจากสัตว์สู่คน พยาธิใบไม้ตับโคที่สำคัญมี 2 ชนิด คือ *Fasciola hepatica* พบในเขตอบอุ่น และ *Fasciola gigantica* พบในเขตร้อน ประเทศไทยส่วนใหญ่พบชนิด *F. gigantica* ตัวเต็มวัยของพยาธิใบไม้ตับโค อาศัยบริเวณท่อน้ำดีของโฮสต์ ได้แก่ คน โค กระบือ แพะ แกะ ฯลฯ มีหอยน้ำจืด *Lymnaea* spp. เป็นโฮสต์กึ่งกลาง ในสัตว์ติดต่อโดยการกินหญ้าหรือพืชน้ำบริเวณที่มีน้ำท่วมขัง หรือสัตว์ดื่มน้ำบริเวณแหล่งระบาด ปัจจัยเสี่ยงที่เพิ่มขึ้นได้แก่ บริเวณพื้นที่ราบลุ่ม เขื่อน อ่างเก็บน้ำขนาดใหญ่ที่มีหอยน้ำจืด *Lymnaea* spp. อาศัยอยู่ การติดเชื้อในสัตว์จะก่อให้เกิดพยาธิสภาพอย่างรุนแรงบริเวณตับ โดยเฉพาะส่วนของเนื้อเยื่อตับ(Parenchyma) รวมถึงทำให้ท่อน้ำดีอุดตัน เจริญเติบโตช้า ส่งผลให้ผลผลิตลดลงโดยเฉพาะเนื้อและนม หากสัตว์อายุน้อยหรือติดพยาธิจำนวนมากอาจทำให้สัตว์ตาย *Fasciola* spp. ในคนสามารถติดพยาธิโดยการดื่มน้ำ เครื่องดื่มและน้ำผลไม้ การบริโภคอาหาร น้ำล้างผัก ผลไม้ หรือจากการบริโภคผักหรือเครื่องใช้ในครัวเรือนที่ปนเปื้อนระยะติดต่อ ก่อให้เกิดการอักเสบที่ท่อน้ำดี ถุงน้ำดีอักเสบเนื่องจากพยาธิมีลำตัวขนาดใหญ่ทำให้ท่อน้ำดีอุดตันได้ง่าย, เจ็บที่ใต้ชายโครง พื้นที่ที่มีปริมาณความชื้นสูงในดิน มีน้ำท่วมขังเป็นปัจจัยที่มีความสัมพันธ์ต่อการเกิดโรค ดังนั้นการให้ความรู้สุขศึกษาเกี่ยวกับการกินอาหาร การเลี้ยงสัตว์ และการควบคุมป้องกันมีความสำคัญโดยเฉพาะอย่างยิ่งในบริเวณพื้นที่เสี่ยงที่มีเมตตาเซอร์คาเรียปนเปื้อนอยู่

คำสำคัญ: พยาธิใบไม้ตับโค, *Fasciola hepatica, Fasciola gigantica, Fasciola* spp.

Received December 14, 2018

Accepted May 8, 2019

[1] สาขาวิชาเทคโนโลยีการสัตวแพทย์ คณะเทคโนโลยีการเกษตร มหาวิทยาลัยกาฬสินธุ์ ถนนเกษตรสมบูรณ์ ตำบลกาฬสินธุ์ อำเภอเมือง จังหวัดกาฬสินธุ์ 46000

Department of Veterinary Technology, Faculty of Agricultural Technology, Kalasin University, Kasetsomboon Road, Kalasin District, Kalasin Province, 46000

[2] หน่วยวิจัยสุขภาพหนึ่งเดียว คณะสัตวแพทยศาสตร์ มหาวิทยาลัยมหาสารคาม มหาสารคาม 44000

One Health Research Unit, Faculty of Veterinary Sciences, Mahasarakham University, Maha Sarakham 44000

[*] Corresponding author: sirikanda_tutor@hotmail.com

ABSTRACT: *Fasciola* spp. are major important food and water-borne zoonotic parasites. Fasciolosis is caused by two major helminths, *Fasciola hepatica* and *Fasciola gigantica. F. hepatica* is found and causes disease in temperate zones, but *F. gigantica* is mostly found in tropical regions, including Thailand. The adult worm of *F. gigantica* infects in large biliary passages and gallbladder of the definitive host, both humans and livestocks. *Lymnaea* spp. are the snail first intermediate host, and water plant is the second intermediate host. Animals are infected by *Fasciola* spp. by eating grasses and vegetable contaminated with metacercaria, the infective stage. Wetland, lowland areas, dams, large ponds, which *Lymnaea* spp. occurred, are highly transmission of fasciolosis. Infected animal show clinical signs of weakness, loss of appetite and weight, anemia, jaundiced and death. Human could be infected by drinking water, beverages and juices, ingestion of dishes vegetable washing water, fruits or kitchen utensils with contaminated water. In human, fasciolosis may be etiology of the inflammation of bile duct, gall bladder, gall stone as well as fibrosis, obstructive jaundice, right hypochondriac pain, eosinophilia, anorexia, night sweats, weight loss. Therefore, health education programs for prevention and control fasciolosis are still required in the high-risk areas.

Keywords: *Fasciola hepatica, Fasciola gigantica, Fasciola* spp.

บทนำ

พยาธิใบไม้ตับโค (*Fasciola* spp.) เป็นปรสิตก่อโรคที่สำคัญในโคและกระบือ โดยติดต่อผ่านทางอาหารและน้ำ เป็นปัญหาสาธารณสุขโดยสามารถก่อโรคจากสัตว์สู่คนได้ (Shafiei et al., 2014) พยาธิใบไม้ตับโคที่เป็นปัญหาหลักมี 2 ชนิด คือ *Fasciola hepatica* และ *Fasciola gigantica* สำหรับ *F. hepatica* มักพบบริเวณเขตอบอุ่น ได้แก่ ยุโรป อเมริกา ออสเตรเลียรวมถึงบริเวณที่สูงกว่าระดับน้ำทะเล ส่วน *F. gigantica* มักพบในเขตร้อน ได้แก่ แอฟริกา เอเชีย (Yakhchali et al., 2015) อย่างไรก็ตามในเขตกึ่งร้อน ได้แก่ เอเชีย และแปซิฟิกพบว่ามีการติดพยาธิใบไม้ทั้งสองชนิด โรคพยาธิใบไม้ตับโคพบว่ามีการระบาดทั่วโลก ไม่มีทวีปใดที่ไม่พบพยาธิชนิดดังกล่าว (WHO, 2014) ในปี 2000-2009 ในประเทศสหรัฐอเมริกาและสวิซเซอร์แลนด์พบว่ามีการติดเชื้อดังกล่าวเพิ่มขึ้นถึง 21.4% (Ullah et al., 2016)

F. gigantica เป็นพยาธิใบไม้ตับโคซึ่งพบในเขตร้อน สัตว์สามารถติดพยาธิได้โดยกินหญ้าและพืชน้ำที่มี metacercaria ปนเปื้อน โรคพยาธิใบไม้ตับโค (Fasciolosis) ในเอเชียตะวันออกเฉียงใต้มีรายงานว่าติด *F. giantica* ในโคและกระบือโดยในประเทศอินโดนีเซียและมาเลเซียติดพยาธิในอัตราร้อยละ 6-90 (บอย และคณะ, 2556) และบางพื้นที่ของประเทศอินโดนีเซียพบการติดพยาธิใบไม้ (*Fasciola* spp.) ในโคสูงถึงร้อยละ 60-100 (Roberts and Suhardono, 1996) ส่วนประเทศลาวในโคพื้นเมืองตรวจพยาธิด้วยวิธี ELISA พบ *F. gigantica* สูงถึงร้อยละ 94.7 (Phomhaksa et al., 2012) ประเทศกัมพูชามีรายงานการติดเชื้อ *F. gigantica* โดยตรวจไข่ในอุจจาระพบว่าในบริเวณที่มีน้ำท่วมขังมีการติดเชื้อร้อยละ 25 (Loeung, 2016) ในเวียดนามพบพยาธิใบไม้ในโคเนื้อและโคนมร้อยละ 28-72.2 (Nguyen et al., 2011) ประเทศฟิลิปปินส์มีรายงานการติด *F. gigantica* ร้อยละ 95.33 โดยวิธี qPCR (Gordon et al., 2015) สำหรับประเทศไทยส่วนใหญ่พบ *F. gigantica* มากกว่า *F. hepatica* (ณัฐภาส และคณะ, 2559) โดย *F. gigantica* เป็นพยาธิที่มีขนาดใหญ่สร้างความเสียหายต่อเศรษฐกิจและการผลิตสัตว์ รวมถึงการเป็นตัวการก่อโรคจากสัตว์สู่คน ในประเทศไทยมีรายงานการติด *Fasciola* spp. ในโคและกระบือร้อยละ 0-85 (บอย และคณะ, 2556) นอกจากนี้ พบว่าพยาธิชนิดนี้อาศัยในสัตว์หลายชนิดได้แก่ โค กระบือ แพะ แกะ ละมั่ง กวาง สุกร และเลียงผา (Srimuzipo et al., 2000) พยาธิใบไม้ตับตัวเต็มวัยอาศัยในท่อน้ำดีและตับของโฮสต์ ผสมพันธุ์และออกไข่ปนกับอุจจาระซึ่งก่อให้เกิดพยาธิสภาพอย่างรุนแรงบริเวณตับ โดยเฉพาะส่วนของเนื้อเยื่อตับ รวมถึงทำให้ท่อน้ำดีอุดตัน สัตว์ที่ติดพยาธิดังกล่าวจะมีลักษณะเจริญเติบโตช้า ส่งผลให้ผลผลิตลดลงโดยเฉพาะเนื้อและนม หากสัตว์อายุน้อยหรือติดพยาธิจำนวนมากอาจทำให้สัตว์ตาย (ศิริรัฐ และคณะ, 2556) โดยโรคดังกล่าวก่อให้เกิดความสูญเสียทาง

เศรษฐกิจทั่วโลก ปัจจุบันโรคพยาธิใบไม้ตับยังพบว่ามีการระบาดมากและเป็นปัญหาที่สำคัญของปศุสัตว์ในประเทศไทย โดยพบการติดพยาธิในโคและกระบือด้วยอัตราร้อยละ 4-24 ซึ่งในภาคเหนือพบมากที่สุด รองลงมา ได้แก่ ภาคตะวันออกเฉียงเหนือ ภาคกลาง และภาคใต้ตามลำดับ ก่อให้เกิดความเสียหายทางเศรษฐกิจในประเทศไทยไม่ต่ำกว่า 350-400 ล้านบาทต่อปี (บอย และคณะ, 2556) ดังนั้นจึงถือได้ว่าพยาธิชนิดนี้มีความสำคัญต่อทางด้านสาธารณสุขและเป็นปัญหาทางเศรษฐกิจของไทยเป็นอย่างยิ่ง บทความนี้เป็นการทบทวนวรรณกรรมและรายงานการวิจัยของประเทศต่างๆ เพื่อเป็นประโยชน์ในการนำความรู้ที่ทันสมัยทั้งด้านเกี่ยวกับโฮสต์ ทั้งโฮสต์สุดท้ายและโฮสต์กึ่งกลาง การแพร่ระบาดของพยาธิใบไม้ ปัจจัยการแพร่ระบาดในคน แหล่งการติดพยาธิในคน ปัจจัยเสี่ยงของการแพร่ระบาดของพยาธิ ยาและการรักษา การควบคุม ป้องกัน จากความรู้ดังกล่าวทำให้สามารถลดแหล่งที่อยู่ของตัวกลาง ควบคุมการแพร่กระจาย ลดปัจจัยเสี่ยงและการแพร่ระบาดของพยาธิใบไม้ตับโคต่อไป

การจำแนกหมวดหมู่ของพยาธิใบไม้ตับโค

พยาธิชนิดนี้จัดอยู่ในอาณาจักรสัตว์ Kingdom of Animalia, Phylum Platyhelminthes, Class Trematoda, Subclass Digenea, Superorder Anepitheliocystida Order Echinostomatida, Family Fasciolidae, Super Family Fasciolidea, Genus Fasciola หรือที่รู้จักกันดี คือ พยาธิตัวแบนในตับหรือพยาธิใบไม้ตับ (Ayele et al., 2016, Ibrahim N., 2017) พยาธิใบไม้ตับมี 2 สปีชีส์ที่มีความสำคัญและเป็นสาเหตุของการก่อโรคในคนและสัตว์เลี้ยงได้แก่ *Fasciola gigantica* (Cobbold, 1855) และ *F. hepatica* (Linnaeus, 1758) (Mas-Coma et al., 2005) ทั้งสองสปีชีส์โดยทั่วไปจำแนกโดยอาศัยสัณฐานวิทยา ได้แก่ ความกว้างและความยาวของลำตัว อย่างไรก็ตาม บางครั้งอาจจะมีความสับสนหรือจำแนกผิดพลาดได้ ดังนั้นจึงมีการใช้เทคนิคระดับโมเลกุลสำหรับการจำแนก ได้แก่ วิธี Polymerase Chain Reaction (PCR) หรือ Polymerase Chain Reaction-Restriction Fragment Length Polymorphism (PCR-RFLP) (Yakhchali et al., 2015)

รูปร่างลักษณะของพยาธิใบไม้ตับโค

ตัวเต็มวัย

พยาธิใบไม้ตับโค (*Fasciola* spp.) เป็นสาเหตุของโรคพยาธิใบไม้ตับ (Fasciolosis) มี 2 ชนิด คือ *Fasciola gigantica* และ *Fasciola hepatica* ตัวเต็มวัยของพยาธิ *F. gigantica* มีขนาด (41.08x8.14 มิลลิเมตร) ใหญ่และยาวกว่า *F. hepatica* (23.08x9.93 มิลลิเมตร) (Shafiei et al., 2014) โดยทั่วไปพยาธิสองชนิดนี้มีรูปร่างคล้ายกันแต่ *F. gigantica* (fasciola ยักษ์) มีความยาวมากกว่าแต่แคบกว่า คล้ายใบไม้มากกว่า กรวยหัว (cephalic cone) สั้นกว่า และมีหนามเล็กๆ บริเวณไหล่น้อยกว่า นอกจากนี้ มีตำแหน่งอัณฑะค่อนมาทางด้านหน้ามากกว่า เวนทรัลซัคเกอร์ (ventral sucker) ใหญ่กว่า รังไข่ อัณฑะและลำไส้แตกแขนงมากกว่า *F. hepatica* (Ayalneh et al., 2018) **(Figure 1)** ตัวเต็มวัยของทั้งสองสปีชีส์มีซัคเกอร์ที่แข็งแรง ได้แก่ ซัคเกอร์ที่ปาก (oral sucker) ซึ่งอยู่ค่อนมาทางด้านหน้ารอบๆ ปาก ส่วนเวทรัลซัคเกอร์อยู่ระดับเดียวกับไหล่ของพยาธิ ผิวหนังปกคลุมด้วยหนาม มีระบบย่อยอาหารประกอบด้วยปากซึ่งเปิดถึงคอหอย หลอดอาหารและลำไส้เล็กซึ่งแตกแขนงเป็นสองข้างซึ่งเปิดไปด้านล่าง อย่างไรก็ตามระบบย่อยอาหารไม่สามารถย่อยอาหารได้ ระบบขับถ่ายมีเฟลมเซลล์ขนาดใหญ่ซึ่งทำหน้าที่ขับของเสียจากกระบวนการเมตาบอลึซึมโดยขับออกสู่ภายนอก ระบบประสาทมีเส้นประสาทใหญ่ตามยาว (longitudinal trunks) เชื่อมกับปมประสาท (ganglia) 2 ปม สำหรับระบบสืบพันธุ์ พยาธิแต่ละตัวมีรังไข่และอัณฑะซึ่งแตกแขนงมากและผลิตไข่อย่างเป็นอิสระ สำหรับเพศผู้มีอัณฑะ 1 คู่ ซึ่งเปิดสู่ vas difference เชื่อมต่อกับ cirrus sac และโป่งออกเป็นถุงเรียกว่า seminal vesicle เก็บอสุจิไว้ใช้เวลาผสมพันธุ์และมี cirrus ซึ่งเป็นส่วนปลายสุดของ common genital pore ระบบสืบพันธุ์เพศเมียมีรังไข่เพียง 1 อันซึ่งเปิดสู่ท่อนำไข่ซึ่งถูกขยายจนถึงโอโอไทป์ (ootype) มีต่อม Vitelline grand ทำหน้าสร้างไข่แดงเพื่อพัฒนาเป็นไข่ (ovum) รวมถึงการทำหน้าสร้างเปลือกไข่ (egg shell) (Ayele et al., 2016).

ไข่ของพยาธิ

ไข่ของพยาธิใบไม้ทั้งสองสปีชีส์รูปร่างคล้ายกันไม่สามารถแยกได้ภายใต้กล้องจุลทรรศน์ แต่ไข่ของ F. gigantica (160-190 x 70-90 µm) มีขนาดใหญ่กว่า F. hepatica (130-150 x 60-85 µm) ลักษณะทั่วไปรูปร่างกลมรี สีน้ำตาลเหลือง เปลือกบางปลายมนทั้งสองข้าง มีฝาปิดและมีเซลล์ตัวอ่อนข้างใน (Ibrahim et al., 2017) **(Figure 2)**

Figure 1 Adult of *F. gigantica* and *F.hepatica* (Nguyen Thi Giang Thanh et al., 2012).

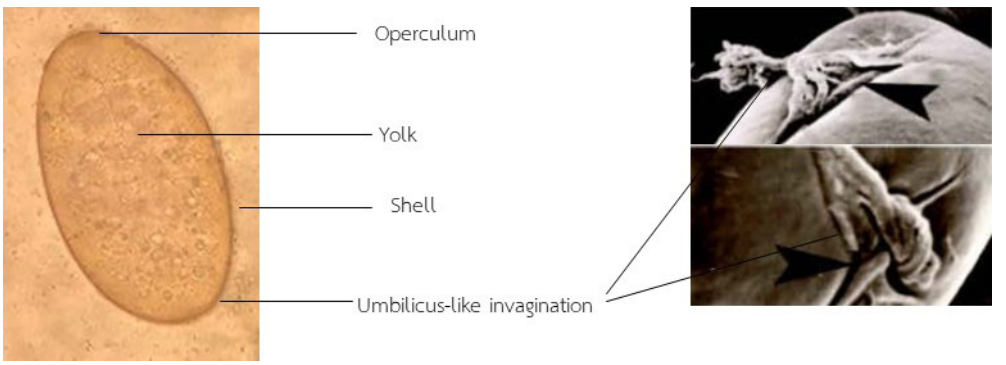

Figure 2 A. Egg of Fasciola spp. from microscope B. Egg of Fasciola spp. from scanning electronnd clearly Umbilicus-like invagination. (adapted from Hussein et al., 2010).

วงจรชีวิตของพยาธิใบไม้ตับโค

ในวงจรชีวิตมี 2 ระยะ โดยระยะตัวเต็มวัยจะสืบพันธุ์แบบอาศัยเพศซึ่งเกิดในโฮสต์ (โคหรือสัตว์เคี้ยวเอื้องอื่นๆ และคน) และระยะตัวอ่อนซึ่งสืบพันธุ์แบบไม่อาศัยเพศจะเกิดขึ้นในโฮสต์กึ่งกลางซึ่งพบในหอยน้ำจืด (*Lymnaea* spp.) (Yatswako et al., 2017) พยาธิตัวเต็มวัยปกติอาศัยในท่อน้ำดีและถุงน้ำดี บางครั้งสามารถเคลื่อนย้ายไปอวัยวะอื่นๆ ได้แก่ ตา ม้าม ผิวหนัง ฯลฯ โดยหลังจากปฏิสนธิ ไข่ถูกขับสู่สิ่งแวดล้อมปนมากับอุจจาระ ตัวอ่อนในไข่พัฒนาเป็นไมราซีเดียม (miracidium) หลังจากที่ไข่ตกลงสู่น้ำ 9-15 วัน แล้วจะฟักออกจากไข่เมื่ออุณหภูมิสูงขึ้น 5-6 องศาเซลเซียส และว่ายน้ำเพื่อหาโฮสต์กึ่งกลางที่เหมาะสม ได้แก่ หอยคัน Lymnaeidae สำหรับ *F. hepatica* ต้องการหอยสกุล (genus) Galba/Fossaria ส่วน *F. gigantica* ต้องการหอยสกุล Radix (*Lymnaea* spp.) ถ้าไมราซีเดียมไม่สามารถหาโฮสต์ได้ภายใน 24-30 ชั่วโมง พลังงานที่สะสมอยู่จะหมดและตายในที่สุด (Ibrahim et al., 2017) ไมราซีเดียมบางตัวที่สามารถหาโฮสต์ตัวกลางได้จะกำจัดขนซีเลียที่ปกคลุมและไชสู่ gonad หรือระบบย่อยอาหารของหอยและพัฒนาต่อเป็นสปอโรซีส (sporocyst) โดยแบ่งตัวแบบไม่อาศัยเพศซ้ำไปมาของ germinal cell และเติบโตกลายเป็น germinal ball และพัฒนาต่อกลายเป็นรีเดีย (redia) เมื่อรีเดียเจริญเต็มสปอโรซีสผนังสปอโรซีสจะแตกออกและปล่อยรีเดียเข้าสู่เนื้อเยื่อของหอย รีเดียก็มีการพัฒนาเช่นเดียวกับสปอโรซีส โดยรีเดียถูกเก็บใน germinal และพัฒนาเป็นรีเดียระยะที่ 2 จนกระทั่งพยาธิออกจากหอยกลายเป็นเซอร์คาเรีย (cercaria) เมื่อเซอร์คาเรียพัฒนาเต็มที่จะมีหาง ซึ่งไซออกมาจากเนื้อเยื่อหอยและว่ายน้ำ เซอร์คาเรียจะหาพื้นที่ที่เหมาะสมเมื่อสัมผัสกับพืชน้ำหรือต้นไม้ที่มีลำต้นอ่อนและจะเปลี่ยนรูปม้วนตัวอยู่ในซิสต์เป็นระยะติดต่อเมตตาเซอร์คาเรีย (metacercaria) เมื่อโฮสต์ดื่มน้ำหรือกินพืชน้ำซึ่งมีเมตตาเซอร์คาเรียปนเปื้อนเข้าไป ตัวอ่อนจะออกจากเมตตาเซอร์คาเรียเดินทางไปยังลำไส้เล็ก ตัวอ่อนเคลื่อนที่ผ่านชั้นเยื่อเมือกลำไส้และพาเรงไคมาของตับ หลังจากนั้น 3-4 เดือน ตัวอ่อนจะเข้าไปท่อน้ำดี และพัฒนาเป็นตัวเต็มวัยสืบพันธุ์แบบอาศัยเพศและเริ่มวางไข่ที่ระยะประมาณ 10-12 สัปดาห์หลังติดพยาธิวงจรชีวิตสมบูรณ์ใช้เวลาประมาณ 3-4 เดือน ภายใต้สิ่งแวดล้อมที่เหมาะสม (Hussein et al., 2010)

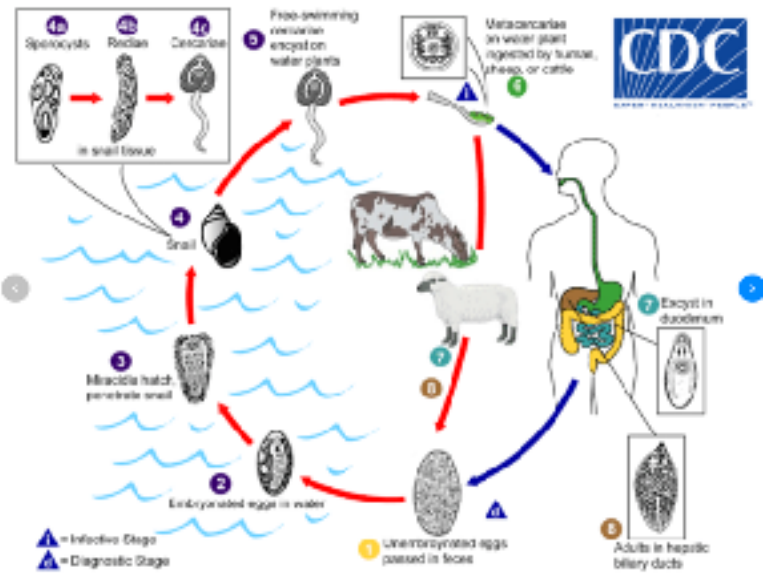

Figure 3 Life cycle of *Fasciola* spp. (Boix et al., 2016).

โฮสต์และการแพร่ระบาดของพยาธิใบไม้ตับโค

โฮสต์สุดท้าย (Final host)

พยาธิใบไม้ตับโคมีความสามารถในการติดต่อได้อย่างกว้างขวางในสัตว์เลี้ยงลูกด้วยนม ได้แก่ สัตว์เคี้ยวเอื้อง (โค กระบือ แกะ แพะ) สัตว์กินพืช (ม้า ลา อูฐ กระต่าย) สัตว์เหล่านี้ บางชนิดอาจติดพยาธิถึงร้อยละ 90 (Magaji et al., 2014) ในประเทศอียิปต์ มีรายงานการติดพยาธิ *Fasciola* spp. ในสัตว์เคี้ยวเอื้องจำพวกโคร้อยละ 30.88 (Elshraway et al., 2017) ส่วนประเทศเอธิโอเปียมีรายงานการติดพยาธิ *Fasciola* spp. ในแกะร้อยละ 42.71 โดยวิธีหาไข่ในอุจจาระ (Ibrahim et al., 2017) และสูงถึงร้อยละ 83.6 โดยวิธีการผ่าซากซึ่งพบในตุ้บวัว โดยอาจพบพยาธิใบไม้ชนิดใดชนิดหนึ่งหรือทั้งสองชนิด (Bayou and Geda, 2018) ในประเทศอิหร่านมีรายงานอัตราการติดพยาธิใบไม้ตับระหว่างร้อยละ 2.76-3.68 ในแกะ แพะ และวัว (Khoramian et al., 2014) ในประเทศสเปนพบการติดพยาธิในแกะร้อยละ 39.1 โดยทั่วไปหากวัวติดพยาธิชนิดนี้มักไม่แสดงอาการ แต่หากติดพยาธิเรื้อรัง อาจจะมีลักษณะผอม ผลผลิตน้ำนมลดลงและมีปัญหาเกี่ยวกับการปฏิสนธิ (Hegazi et al., 2018) สำหรับ *F. hepatica* สามารถติดพยาธิได้อย่างกว้างขวาง รวมถึงสัตว์เท้ากีบ ลิง และจิงโจ้ (Cwiklinski et al., 2016) มากไปกว่านั้นพยาธิชนิดนี้มีการปรับตัวเข้าโฮสต์ชนิดใหม่ได้ดี ได้แก่ โฮสต์ท้องถิ่น (local host) เช่น อูฐในแอฟริกา อัลปากา ilamas aukenids ในอเมริกาใต้ จิงโจ้และสัตว์ที่มีกระเป๋าหน้าในออสเตรเลีย (Mas-Coma, 2005; Lowther, 2009) และสัตว์ป่าต่างๆ ได้แก่ กวาง กระต่ายป่า กวางเอลค์ (*Alces alces*), กวางโร (*Capreolus capreolus*), กวางแดงป่า (*Cervus elaphus*) สำหรับในกระต่ายป่า (*L. europaeus*) พบว่ามีการติดพยาธิ *F. hepatica* สูงถึงร้อยละ 41 (French et al., 2016) และยังมีรายงานการติดพยาธิในหมูป่า (*Sus scrofa*), บีเวอร์ (*Castor fiber*) นาก (*Lutra lutra*) เลียงผา (*Capra pyenaica*) และหนู โดยในประเทศบรูรัสเซียมีรายงานอัตราการติดพยาธิระหว่างร้อยละ 4.0-31.3 (Mas-Coma 2005) ในประเทศฝรั่งเศสตอนกลางพบการติดพยาธิของกระต่ายป่า (*Lepus capensis*), กระต่ายยุโรป (*Oryctolagus cuniculus*) และกระต่ายหางปุย (*Sylvilagus floridanus)* มีรายงานการติดพยาธิอยู่ระหว่างร้อยละ 25-40 (Rondelaud et al., 2001) สำหรับประเทศยุโรปและอเมริกาใต้มีรายงานการติดพยาธิ *F. hepatica* ในสัตว์เท้ากีบคล้ายกวาง (*Mazama americana*), สกุลทาแยสซู (*Tayassu pecari* and *Tayassu tajacu*), สมเสร็จ (*Tapirus terrestris*), หนูป่า (*Dasyprocta variegate, Agouti paca*) หนูน้ำ (*Hydrochloerus hydrochaeris*), หนูป่าที่มีลักษณะคล้ายหนูตะเภา (*Cavia aperea*) และ หนู (*Ratus ratus*) (Cabada et al., 2016) ในประเทศไทย พจน์ภิรัชต์ และคณะ (2555) ได้หาความชุกของพยาธิใบไม้ตับในโคและกระบือ (*Fasciola* spp.) โดยตรวจหาไข่ในอุจจาระพบว่ามีอัตราความชุกอยู่ที่ร้อยละ 8.61 โดยอัตราการติดพยาธิมีความสัมพันธ์กับอายุของสัตว์และพื้นที่เลี้ยง โดยโคอายุมากกว่าสองปีมีอัตราการติดพยาธิมากกว่าโคอายุน้อยกว่าสองปี และโคที่เลี้ยงในพื้นที่ราบลุ่มมีอัตราการติดพยาธิที่มากกว่า บอย และคณะ (2556) มีรายงานว่าการตรวจอุจจาระโคและกระบือรอบทะเลสาบสงขลา พบว่ามีการติดพยาธิใบไม้ตับ (Fasciola spp.) ร้อยละ 10.3 โดยโคที่อายุมากกว่า 7 ปี มีการติดพยาธิมากกว่าโคอายุน้อยกว่า 7 ปี ต่อมาณัฐภาส และคณะ (2558) ได้รายงานความชุกของติดพยาธิใบไม้ตับในโคพื้นเมืองโดยตรวจไข่ที่ปนกับอุจจาระ พบว่าโคพื้นเมืองในเขตชายแดนไทย-ลาว (จังหวัดมุกดาหาร) ติดพยาธิร้อยละ 15.29 และโคพื้นเมืองในเขตชายแดนไทย-กัมพูชา (จังหวัดสุรินทร์) พบร้อยละ 21.21 พร้อมปัจจัยที่มีผลต่อการเกิดโรคพยาธิใบไม้ที่แตกต่างกัน คือ คะแนนสภาพร่างกาย การใช้ยาถ่ายพยาธิและอายุ เกษศิรินทร์ และคณะ (2560) ได้รายงานการติดพยาธิใบไม้ตับ (*Fasciola* spp.)ในจังหวัดมหาสารคามว่า มีการติดพยาธิร้อยละ 23.75 จากการตรวจอุจจาระโค โดยปัจจัยเสี่ยงที่มีผลในการติดพยาธิที่สำคัญ ได้แก่ เพศ อายุ ระบบการให้อาหารและแหล่งน้ำที่ใช้เลี้ยงโค สำหรับ *F. gigantica* บอย และคณะ (2556) ได้รายงานการตรวจพบในโคและกระบือรอบทะเลสาบสงขลาโดยตรวจด้วยวิธี ELISA พบอัตราการติดพยาธิร้อยละ 29.3 และ 78.9 ตามลำดับ นอกจากนี้ที่จังหวัดเชียงใหม่มีรายงานความชุกการติด *F. gigantica* ในกระบือ

และโคโดยวิธี PCR พบว่ามีการติดพยาธิร้อยละ 62.27 และ 52.94 ตามลำดับ (Phalee et al., 2014) สำหรับโรคพยาธิใบไม้ตับโคที่พบในคน มีรายงานใน 5 ทวีป มากกว่า 70 ประเทศ (Yakhchali et al., 2015) โดยมีประชากรติดพยาธิราว 2.4-17 ล้านคน (Joan et al., 2015) และอีก 750 ล้านคนเป็นผู้ที่มีปัจจัยเสี่ยงในการติดพยาธิโดยทางอาหาร (Ullah, 2016; Cwiklinski, 2016; Mehmood, 2017; Nyindo and Lukambagire, 2015) ผู้ที่ติดพยาธิใบไม้ตับโคมีรายงานในทวีปยุโรป (พบเฉพาะ *F. hepatica)* ทวีปอเมริกาใต้ (โบลิเวีย เอลกัวดอร์ และเปรู) ซึ่งพบทั้งสองสปีชีส์ รวมถึงทวีปแอฟริกาและทวีปเอเชีย (อิหร่าน เวียดนาม ไทย) (Soliman, 2008; Magaji, 2014) ในทวีปอเมริกาใต้มีรายงานว่าพยาธิใบไม้ในตับโคมีผลกระทบที่รุนแรงที่สุดโดยมีรายงานที่บริเวณแอลดีนและโวลิเวีย (Lowther, 2009; Salzer, 2015) ในคน ติดเชื้อโดยการกินพืชน้ำสดตับดิบซึ่งปนเปื้อนเมตตาเซอร์คาเรียของพยาธิใบไม้ (Lim et al., 2007) รวมถึงการดื่มน้ำที่ยังไม่ผ่านกระบวนการต้ม เครื่องดื่ม น้ำผลไม้ และน้ำล้างผักที่ปนเปื้อนระยะติดต่อก็สามารถติดพยาธิได้เช่นกัน คนสามารถเป็นโฮสต์ที่ตัวเต็มวัยของพยาธิอาศัยได้ (definitive host) และในหลายประเทศโรคดังกล่าวมีปัญหาต่อทางสาธารณสุขอย่างมาก (Alba et al., 2015) โรคจากการติดพยาธิใบไม้ตับโคในคนอาจส่งผลให้เกิดการอักเสบที่ท่อน้ำดีและถุงน้ำดีซึ่งเป็นลักษณะเดียวกับการเกิดตุ่ม (fibrosis) (Ullah et al., 2016) ในประเทศสหรัฐอเมริกา โดยทั่วไปไม่พบการติดของพยาธิดังกล่าว เว้นแต่ว่าพบในประชากรที่อพยพเข้าประเทศและนักท่องเที่ยวซึ่งเดินทางออกนอกราชอาณาจักร (Alatoom et al., 2008) เมื่อเร็วๆ นี้มีรายงานว่า ผู้ป่วยด้วยโรคพยาธิใบไม้ตับโคอายุ 45 ปี เพศหญิง มีอาการทางคลินิกคือลำไส้อุดตัน เจ็บที่ใต้ชายโครงด้านขวา ตรวจพบมีอีโอสิโนฟิลล์สูงและมีประวัติการบริโภคพืชน้ำดิบ ตรวจสอบพบว่ามีพยาธิในอุจจาระและให้ยาตามอาการ (Sah et al., 2018) ในประเทศเนเธอร์แลนด์พบ F. hepatica ในผู้ป่วยอายุ 71 ปี มีอาชีพเลี้ยงแกะ เมื่อทำการอัลตราซาวน์ที่ตับของผู้ป่วยพบ *F. hepatica* โดยมีอาการทางคลินิก คือ อาเจียนเหงื่อออกตอนกลางคืน น้ำหนักลดประมาณ 5 กิโลกรัม (Diaz et al., 2012) ในประเทศเนปาล มีรายงานการติดมีลักษณะคล้ายพยาธิ *F.gigantica* พบในโรงเรียนเด็กตามชนบท ซึ่งบริเวณนี้มีอากาศเปลี่ยนแปลงและมีการทำฝายทดน้ำซึ่งทำให้มีอัตราการติดพยาธิในคนเพิ่มขึ้น (Sah et al., 2018) สำหรับในประเทศไทย มีรายงานการพบ *F. gigantica* ครั้งแรกในเด็กอายุ 9 ปี ที่จังหวัดเชียงใหม่ ส่วนใหญ่โรคดังกล่าวมักพบภาคเหนือ ภาคตะวันออกเฉียงเหนือและภาคกลางตอนบน ซึ่งเป็นบริเวณที่มีการแพร่ระบาดของพยาธิใบไม้ตับโค โดยก่อนหน้านี้จนถึงปี พ.ศ. 2533 มีรายงานว่าพบการติด 25 ราย โดยพบเกิดจาก *F. gigantica* 17 ราย *F. hepatica* 7 ราย และไม่ทราบชนิด 1 ราย (ณัฐภาส และคณะ, 2559) และตั้งแต่ช่วงปี 2512-2548 ในโรงพยาบาลรามาธิบดีมีรายงานผู้ติด *F. hepatica* 2 คน ซึ่งมีประวัติการกินพืชน้ำหรือน้ำที่ไม่ต้ม (Aroonroch et al., 2006) นอกจากนี้มีรายงานการติดพยาธิใบไม้ในผู้ป่วยที่โรงพยาบาลศิริราช ระหว่างปี 2534-2538 พบว่ามีร้อยละ 0.36 (บอย และคณะ, 2556)

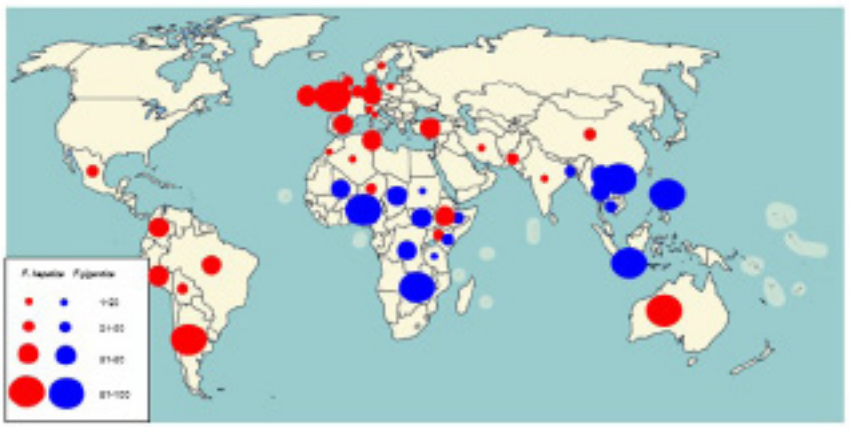

Figure 4 Outbreak of Fasciolosis in ruminants and human in global countries.

Table 1 Prevalence of Fasciolosis in animal in worldwide

Fasciola spp.	Country	Animal (%)	Reference
F. hepatica	Pakistan	Goat and Teddy breed (28.5)	Tasawar et al., 2007
F. hepatica	Australia	Dairy cattle (81)	Elliott et al., 2015
F. hepatica, *F. gigantica*	Ethiopia	Cattle (31.8, 29.2)	Bayou and Geda 2018
F. hepatica, *F. gigantica*		Cattle (67.14, 14.1)	Yilma and Mesfin, 2000
F. hepatica, *F. gigantica*	Kenya	Ovines (28), Bovines (26)	Mungube et al., 2006
F. gigantica	Zimbabwe	Cattles (37.1)	Pfukenyi and Mukaratirwa,
		Cattles (99)	2004
			Mucheka et al., 2015
F. hepatica	Algeria	Cattles (12.25)	Moussouni et al., 2018
F. gigantica	Zambia	Cattles (53.9)	Phiri et al., 2005
F. gigantica	Uganda	Cattles (77.9)	Howell et al., 2012
F. gigantica	Tanzania	Cattles (6.7)	Mwabonimana et al. 2009
F. gigantica	Bangladesh	Caprine (20.75)	Hossain et al., 2011
F. hepatica	India	Cattles (18.46), buffaloes (1.85),	Choubisa et al., 2012
		goats (20.21), sheep (21.68)	
F. hepatica	Iran	Sheep (8.57)	Mohammad et al., 2007
F. gigantica	Chad	Cattles (68), goats (12), sheep (23)	Jean-Richard et al., 2014
F. hepatica	Nigeria	Cattles (33)	Iyaji et al., 2018
F. hepatica	Tunisia	Flock lambs (60), ewes (65)	Akkari et al., 2011
F. hepatica	Spain	Sheep (53.9)	Martinez-Valladares et al.,
			2013
F. hepatica	Italy	Buffaloes (7.1)	Rinaldi et al., 2009
F. hepatica	Switzerland	Cattles (18)	Rapsch et al., 2006
F. hepatica	Belgium	Dairy cattles (37.3)	Bennema et al., 2009
F. gigantica	Indonesia	Cattles (95)	Estuningsih et al., 2009
F. gigantica	Cambodia	Cattles and buffaloes (10)	Tum et al., 2004
F. gigantica	Vietnam	Cattles (72.2)	Nguyen et al., 2011
F. hepatica	China	Buffaloes (44.7)	Liu et al., 2009
F. hepatica	Turkey	Cattles (65.2)	Yildirim et al., 2007
F. hepatica	Poland	Goat and sheep (10.9)	Gorski et al.,2004
F. hepatica	Sweden	Dairy herd (7)	Hoglund et al., 2010
F. hepatica	Denmark	Cattles (29.3)	Olsen et al., 2015
F. hepatica	Germany	Dairy herd (49.1-57.1)	Kuerpick et al., 2012
F. hepatica	England	Dairy herd (48)	Salimi-Bejestani et al., 2005
F. hepatica	Wales	Dairy herd (86)	
F. hepatica	Ireland	Cattles (65)	Byrne et al., 2016
F. hepatica	Maxico	Bovine (24.4), goats (43), sheep	Munguia-Xochihua et al.,
		(30.6)	2007
F. hepatica	Colombia	Bovine (67.2)	Pinzon et al., 2016
F. hepatica	Peru	Human (71)	Marcos et al., 2007
F. hepatica	Brazil	Cattles (6.32)	Bennema et al., 2014
F. hepatica	Argentina	Sheep and coypus (100), goats	Issia et al.,2009
		(84), guanacos (0.5)	
F. gigantica,	Thailand	Cattles (52.94), buffaloes (67.27)	Phalee et al., 2014
F. gigantica	Loas	Cattles (94.7)	Phomhaksa et al., 2012
F. hepatica	Bolivia	Children (27.6)	Esteban et al., 1997
F. gigantica	Cameroon	Cattle (80)	Ngole et al., 2003
F. gigantica	Sudan	Cattle (10.41), sheep (3.73)	Babiker et al., 2011
F. gigantica	Mali	Cattle (52), sheep (25), goats (5.7)	Traore et al., 1988
F. hepatica	Morocco	Donkey (20)	Pandey, 2016

โฮสต์กึ่งกลาง (Intermediate host)

มีหอยหลายสปีชีส์ที่ทำหน้าที่เป็นโฮสต์กึ่งกลางของพยาธิชนิดนี้ ได้แก่ หอยคันในวงศ์ Lymnaeidae และวงศ์ Planorbidae หอยคันในสกุล Lymnae มีหลายสปีชีส์ที่รายงานว่าสามารถเป็นโฮสต์กึ่งกลางของพยาธิใบไม้ตับได้ ซึ่งมีประมาณ 20 สปีชีส์ทั่วโลก (Caron et al., 2014) Lymnaea (Galba) truncatula เป็นโฮสต์กึ่งกลางหลัก ของ *F. hepatica* ซึ่งแพร่กระจายในเขตอบอุ่น ได้แก่ ยุโรป ออสเตรเลีย (Tsega et al., 2015) และอเมริกาใต้ (Ayele et al., 2016) ในยุโรปมีรายงานว่าในหอยดังกล่าว มีการติดพยาธิ *F. hepatica* ทั้งทางธรรมชาติและติดจากการทดลอง ได้แก่ สปีชีส์ Omphiscola, Stagnicola, Pseudosuccinea และ Radix (Caron et al., 2014) การแพร่กระจายของหอยสัมพันธ์กับการระบาดของโรคพยาธิใบไม้ตับ โดย *P. columella* เริ่มพบจากอเมริกาและแถบแคริบเบียน ปัจจุบันพบว่ามีการแพร่กระจายไปทั่วโลก โดยมีรายงานในเวเนซูเอลา ฝรั่งเศส อาร์เจนตินา คิวบา บาซิล นิวซีแลนด์ ออสเตรเลีย และอียิปต์ ลักษณะเด่นของหอยชนิดนี้คือ แพร่กระจายได้เร็ว มีความทนต่อน้ำท่วมขังและเป็นสปีชีส์ที่ทนร้อนได้ดี มีรายงานหอยชนิดอื่นๆ ได้แก่ *L. palustris, L. turricula, O. glabra, Catascopia occulta, R. ovata* และ *Fossaria cubensis* ซึ่งหอยเหล่านี้เป็นทางเลือกหนึ่งหรือสามารถติดพยาธิใบไม้ตับโคโดยธรรมชาติ สำหรับในห้องปฏิบัติการ *F. hepatica* สามารถติดในหอยต่างๆ ได้แก่หอย *O. glabra, L. palustris, L. fuscus, L. stagnalis, R. peregra, Myxas glutinosa* และหอยที่อยู่ในแฟมิลี่ Planorbidae สามารถเป็นโฮสต์ตัวกลางของ *F. hepatica* ได้ในทุกๆ โอกาส (Ayele et al., 2016) สำหรับหอย Bulinus truncatus (Gastropoda: Planorbidae) มีการติดโดยธรรมชาติจาก *F. hepatica* หอยดังกล่าวพบบริเวณตอนเหนือของประเทศตูนีเซีย (Hamed et al., 2009) สำหรับ *L. viator* และ *L. diaphone* มีรายงานว่าพบในอเมริกาใต้ และ *L. humilis* พบแม็กซิโก ถึงแม้ว่าในยุโรปโฮสต์กึ่งกลางหลักของ *F. hepatica* คือ *G. truncatula* อย่างไรก็ตาม *Lymnaea palustris, Omphiscola glabra, Radix balthica, Succinea* spp. และ *Potamopyrgus antipodarum* ก็มีรายงานว่าสามารถเป็นโฮสต์กึ่งกลางของพยาธิใบไม้ตับโคได้เช่นกัน (Beesley et al., 2017) ในปี 2017 ประเทศเอกัวดอร์มีรายงานว่าพบอัตราการติดพยาธิในหอย *Golba schirazensis* สูงถึงร้อยละ 6 (Caron et al., 2017) ในเอเชีย ประเทศเกาหลีมีรายงานการติดพยาธิ *F. hepatica* ในหอย *Lymnaea viridis* และ *L. ollula* ประมาณร้อยละ 3.4 (Kim et al., 2014) *Lymnaea* (Radix) *natalensis* และ *L. auricular* เป็นโฮสต์กึ่งกลางหลักของ *F. gigantica* ซึ่งแพร่กระจายในประเทศเขตร้อน (Yatswako, 2017; Tsega, 2015) Biomphalaria alexandrina (planorbid) ซึ่งมีรายงานว่ามีการติดพยาธิ *F. gigantica* โดยธรรมชาติ พบในอียิปต์ (Farag and Sayad, 1995) ประเทศอิหร่าน พบว่ามีรายงานการติด *F. gigantica* ในหอย *R. gedrosiana* ร้อยละ 3.12 (Imani-Baran et al., 2012) ในเวียดนามตอนกลางมีรายงานการติด *F. gigantica* ในหอย *L. virdis* ร้อยละ 0.95 และ *L. swinhoei* ร้อยละ 0.62 (Nguyen et al., 2012) และหอย Radix rubiginosa ซึ่งเป็นหอยชนิดใหม่ที่มีรายงานในเวียดนาม (Dung et al., 2013) สำหรับประเทศไทยในปี 1992 พบว่าโรคพยาธิใบไม้ในตับโคเกิดจาก *F. gigantica* โดยมีหอยตัวกลางคือหอยคัน lymnaeids ซึ่งเป็นหอยน้ำจืดที่สามารถส่งผ่านพยาธิไปสู่โคและกระบือ สำหรับหอยน้ำจืดที่เป็นตัวกลางของพยาธิใบไม้ตับโคในประเทศไทย ได้แก่ *R. swinhoei, R. rubiginosa* และ *A. viridis* (Kaset et al., 2010)

ปัจจัยการแพร่ระบาดของโรคพยาธิใบไม้ตับโคในคน

การแพร่ระบาดของโรคพยาธิใบไม้ตับโคในคนกระจายไปทั่วโลกและพบว่ารูปแบบการส่งผ่านของโรค (transmission) และ ระบาดวิทยา (epidemiological) มีลักษณะที่แตกต่างกัน นอกจากนี้ไม่พบความสัมพันธ์ของการระบาดระหว่างในคนและในสัตว์ ปัจจัยการแพร่ระบาดในแต่ละพื้นที่ขึ้นกับ (ก) ความสามารถในการปรับตัวของพยาธิในพื้นที่นั้นๆ (ข) ลักษณะการส่งผ่าน (transmission) ของพยาธิ (ค) ระบบนิเวศน์ของหอย lymnaeid และความสามารถในการแพร่กระจาย (ง) สายพันธุ์ของสัตว์ที่เลี้ยง สัตว์เศรษฐกิจรวมถึง

ระบบการจัดการฟาร์ม (จ) ลักษณะภูมิอากาศที่เปลี่ยนแปลง (ฉ) การเปลี่ยนแปลงของโลก (ช) ลักษณะพฤติกรรมทั่วไปของคน และ (ซ) และการติดพยาธิในคน

พยาธิใบไม้ตับโคได้มีการทดสอบแล้วว่าสามารถปรับตัวกับสิ่งแวดล้อมในลักษณะต่างๆ ได้ดี ส่งผลให้ (ก) สามารถก่อให้เกิดโรคจากสัตว์สู่คน (ข) มีความจำเพาะต่อโฮสต์สุดท้ายต่ำ ทำให้สามารถอาศัยในโฮสต์สุดท้ายได้หลากหลายชนิด (ค) มีหอยน้ำจืดเป็นโฮสต์กึ่งกลาง รวมถึง (ง) มีหอยน้ำจืด lymnaeid จำนวนมากที่สามารถส่งผ่านโรคได้

แหล่งการติดพยาธิในคน

มีหลักฐานแสดงให้เห็นว่าการติดโรคพยาธิใบไม้ในคนมีสาเหตุจากการกินอาหารและดื่มน้ำจากบริเวณแหล่งระบาด ด้วยเหตุนี้อาหารและเครื่องดื่มของคนมีความสำคัญต่อการติดพยาธิ

พืชน้ำในท้องถิ่น

พืชน้ำที่เป็นเครื่องหมายที่สำคัญ (Plant markers) ของการส่งต่อพยาธิ

Glyceria fluitans และ Glyceria plicata (เป็นหญ้าหวานลอยน้ำ มักพบบริเวณเปียกชื้น ได้แก่ คูน้ำ ริมฝั่งแม่น้ำ บ่อน้ำ), *Alopecurus geniculastus* (โดยทั่วไปเรียก หางหมาป่าน้ำ เป็นสายพันธุ์หญ้าซึ่งขึ้นในบริเวณที่ชื้น) และ *Ranunculus repens* (ดาวเรืองเลื้อยเป็นพืชล้มลุกปกติพบบริเวณที่ชื้นแฉะ คูน้ำและบริเวณน้ำท่วมถึง) นอกจากนี้ยังมีพืชท้องถิ่นอื่นๆ ได้แก่ *Veronica beccabunga* (ชาวยุโรปเรียกต้น speedwell เป็นสมุนไพรอวบน้ำ ซึ่งเติบโตบริเวณขอบของลำธารและคูน้ำ) *Glyceria declinata* (เป็นหญ้าหวานขนาดเล็ก เจริญอยู่ในสระน้ำลึก คูน้ำและบ่อน้ำ) รวมถึง Juncus inflexus และ R. repens

ผักสลัดน้ำ (Watercress)

มีรายงานว่าส่วนใหญ่คนติดพยาธิโดยการกินผักสลัดน้ำ ผักสลัดน้ำรวมถึงพืชน้ำสายพันธุ์ต่างๆ ที่กินแล้วสามารถติดพยาธิ ได้แก่ *Nasturtium officinale* (โดยทั่วไปเรียก ผักสลัดน้ำ) N. หรือ *Roripa silvestris* และ *Roripa amphbia* (ผักสลัดน้ำป่า) ผักสลัดน้ำป่า (*wild watercress*) มีรายงานว่าเป็นแหล่งการติดพยาธิหลักของคนและสัตว์ในบริเวณแหล่งระบาด ผักสลัดน้ำเป็นพืชใบเขียวซึ่งเติบโตบริเวณเขตร้อนของโลก เป็นผักที่เกี่ยวข้องในการวินิจฉัยของผู้ป่วยในประเทศสหรัฐอเมริกา สำหรับในแถบอเมริกาใต้ ผักสลัดน้ำป่ามีความเกี่ยวข้องกับผู้ที่ติดพยาธิในหลายประเทศ ได้แก่ คิวบา แม็กซิโก เวเนซูเอลา เปรูและอาร์เจนตินา

การกินตับดิบ

หากคนบริโภคตับดิบที่ปนเปื้อนพยาธิจะส่งผลให้มีการติดพยาธิชนิดนี้ เนื่องจากตัวอ่อนของพยาธิที่กินเข้าไปจะสามารถบุกรุกไปยังอวัยวะต่างๆ ได้ โดยมีรายงานเกี่ยวกับการทดลองในหนูจำนวน 24 ตัว หนูแต่ละได้ตัวป้อนตัวอ่อนพยาธิ 68 ตัว ทางปาก พบว่าตับหนู 7 ตัวใน 24 ตัว มีแผลเนื่องจากการบุกรุกและเคลื่อนย้ายของพยาธิ เกิดก้อนเล็กๆ และมีแผลเลือดออกเนื่องจากการเคลื่อนย้ายของพยาธิตัวอ่อน

การดื่มน้ำที่ปนเปื้อนเมตตาเซอร์คาเรีย

การดื่มน้ำจากแหล่งน้ำธรรมชาติมีศักยภาพทำให้คนติดพยาธิได้โดยดูจากสถิติผู้ป่วยจำนวนมากที่ผ่านมา อย่างไรก็ตามการติดพยาธิโดยการดื่มน้ำของคนและสัตว์แทบจะไม่ปรากฏเมื่อเทียบกับการกินผักที่มีเมตตาเซอร์คาเรียปนเปื้อน ทั้งในประเทศที่พัฒนาและประเทศที่กำลังพัฒนา สำหรับในยุโรป พบผู้ป่วยเพียง 75 คนเท่านั้นที่บอกว่าสาเหตุการติดพยาธิไม่ได้มาจากการกินพืชน้ำและจากผู้ป่วย 18 คนมีเพียง 4 คน รายงานว่ามีการดื่มน้ำจากแหล่งน้ำที่ไม่มีสุขอนามัยบ่อยๆ ในทางตอนเหนือของประเทศโบลิเวียซึ่งเป็นแหล่งระบาดสูงที่สุดและมีอัตราการติดเชื้อมากสุด เป็นแหล่งชุมชนเดียวที่มีการอ้างถึงศักยภาพของน้ำที่เป็นแหล่งติดพยาธิให้กับคน และในชุมชนนี้ เด็กทุกคนที่สำรวจพบว่าดื่มน้ำโดยตรงจากบ่อและคลองที่ใช้ดื่มร่วมกันกับสัตว์เลี้ยง ทั้งบ่อและคลองมีรายงานว่าเป็นแหล่งขับถ่ายของคนและสัตว์ ดังนั้นจึงเป็นสาเหตุของการติดพยาธิ นอกจากนี้ อาหาร ผักพื้นบ้านที่ล้างด้วยน้ำที่ปนเปื้อนเมตาเซอร์คาเรียก็เป็นสาเหตุที่ทำให้มีปัจจัยเสี่ยงในการติดพยาธิเพิ่มขึ้น

การดื่มเครื่องดื่มและน้ำผลไม้ที่ทำมาจากพืชท้องถิ่น

เครื่องดื่มท้องถิ่นและน้ำผลไม้มีความสัมพันธ์กับการติดพยาธิโดยซักประวัติของผู้ป่วยหรือสำรวจเกี่ยวกับอาหารหรือเครื่องดื่มที่เสี่ยงต่อการติดพยาธิ การปนเปื้อนเมตตาเซอร์คาเรียของเครื่องดื่มและน้ำผลไม้อาจมาจากพืชหรือน้ำจากแหล่งธรรมชาติที่ใช้สำหรับล้างอาหารและผลิตเครื่องดื่ม ในประเทศอัลดีน เครื่องดื่มและน้ำผลไม้ผลิตมาจากใบของพืช และประเทศเปรูบริโภคเครื่องดื่มแบบดั้งเดิม เป็นเครื่องดื่มอุ่นที่เรียกว่า emolientes เป็นเครื่องดื่มที่กลายมาเป็นยอดนิยมที่ขายทุกมุมถนนของเมืองหลวงลิมา เครื่องดื่มนี้เป็นของเหลวที่ทำมาจากผักและผักที่ใช้เป็นยา ส่วนใหญ่คือผักอัลฟัลฟาและผักสลัดน้ำและส่งเสริมให้ผู้ป่วยที่เป็นโรคตับดื่ม ในประเทศเปรูมีรายงานว่าโรงพยาบาลเมืองลิมาพบผู้ป่วยติดพยาธิร้อยละ 5.3 จากทั้งหมด 277 คนที่ติดพยาธิที่กล่าวว่าได้ดื่ม emolientes

การปรุงอาหารด้วยน้ำที่ปนเปื้อนเมตตาเซอร์คาเรีย

น้ำที่ปนเปื้อนเมตตาเซอร์คาเรียอาจจะทำให้อาหารปนเปื้อนในด้วย การติดพยาธิโดยการกินสลัดที่ปนเปื้อนด้วยเมตาเซอร์คาเรียในน้ำมีรายงานในประเทศฝรั่งเศส สำหรับในประเทศโบลิเวียซึ่งเป็นแหล่งระบาดมากสุด พบสาหร่ายที่กินได้ เช่นเดียวกับ cochayuyo หรือ Ittayta และเป็นผักที่มีลักษณะคล้ายวุ้น ซึ่งเป็นสายพันธุ์ของ Nostoc ที่พบมากในน้ำซึ่งบางครั้งหอย lymnaeid เคลื่อนที่และอาศัยบนใบชี้ให้เห็นถึงในการมีเมตตาเซอร์คาเรียของพยาธิ ปัจจัยเสี่ยงผักพื้นบ้านที่ใช้ทำอาหารปรากฏว่ามีความสัมพันธ์กับการติดพยาธิในเด็ก

การล้างผัก ผลไม้ อุปกรณ์ในครัวเรือนหรือสิ่งอื่นๆ ที่ปนเปื้อนด้วยน้ำที่ปนเปื้อนเมตตาเซอร์คาเรีย

น้ำธรรมชาติอาจจะเป็นแหล่งการติดพยาธิทางอ้อม เมื่อมีการปนเปื้อนเมตตาเซอร์คาเรียในอาหาร เครื่องใช้ในครัวและสิ่งอื่นๆ โดย 2 ทาง ได้แก่ การล้างหรือเมื่อน้ำที่ใช้ล้างผักหรือผลไม้และเครื่องใช้ในครัวปนเปื้อนด้วยเมตาเซอร์คาเรีย รวมถึงผักที่อยู่บนดินปนเปื้อนระยะติดต่อ มีรายงานหลายฉบับที่ยืนยันว่าผักเป็นตัวกลางที่ดีสำหรับการส่งต่อพยาธิโดยการใช้น้ำที่ปนเปื้อนพยาธิบริเวณน้ำท่วมขังหรือการล้างผักด้วยน้ำที่ปนเปื้อนบ่อยๆ ในความจริง ผักและผลไม้มีโอกาสปนเปื้อนอุจจาระระหว่างการเพาะปลูกหรือกระบวนเก็บเกี่ยวอยู่แล้ว (Mass-Coma et al., 2018)

Figure 5 Freshwater plant and area risk infection of *Fasciola* spp.

Table 2 Snail intermediate host of *Fasciola* spp. and prevalence in global

Snail first intermediate host of *F. hepatica*	Snail first intermediate host of *F. gigantica*	*Fasciola* spp.	Country
L. truncatula, L. cousini, L. cubensis, L. columella (Pointier et al., 2009)			Venezuela
P. columella (Pointier et al., 2007); *L. ovata, L. stagnalis, Physa acuta, Planorbis leucostom* (Dreyfuss et al., 2002); *L. glarba, P. leucostom* (Abrous et al., 1998)			France
G. truncatula (Ashrafi et al., 2007)	*R. gedrosiana* (Imani-Baran et al., 2012)		Iran
L. stagnalis (Loy and Haas, 2001)			Germany
L. modicella, *L. caperata* (Dunkel et al., 1996)			USA
G. truncatula, R. balthica (Caron et al., 2014)			Belgium
G. truncatula, L. neotropica, L. Schirazensis (Bargues et al., 2012)			Peru
L. truncatula (Manga-Gonzalez et al., 1991)			Spain
L. viatrix (Kleiman et al., 2004); *L. columella*, *L. viatrix* (Cucher et al., 2006) *G. neotropica* (Julieta et al., 2015)			Argentina
L. viator, G. truncatula (Artigasa et al., 2011) *L. diaphana* (Bargues et al., 2012)			Chile
G. truncatula (Mass-Coma et al., 2001)			Bolivian Altiplano
		L. winhoei, L. viridis, R. rubiginosa (Dung et al., 2013) *L. viridis, L. swinhoei* (Nguyen et al., 2012) *L. swinhoei, L. viridis* (Nguyen et al., 2017) *A. viridis, R. auricularia, R. rubiginosa* (Bui et al., 2016)	Vietnam

Table 2 Snail intermediate host of *Fasciola* spp. and prevalence in global (cont.)

Snail first intermediate host of *F. hepatica*	Snail first intermediate host of *F. gigantica*	*Fasciola* spp.	Country
L. neotropica (Bargues et al., 2017)			Uruguay
L. humilis (Cruz-Mendoza et al., 2005)			Mexico
Lymnaea (*Fossaria*) *humilis*, *Lymnaea* (*F.*) *bulimoides*, (Cruz-Mendoza et al., 2011)			
Fossaria humilis, *F. bulimoides.* (Cruz-Mendoza et al., 2004)			
L. columella, *L. viridis* (Boray, 1978)			Australia
L tomentosa ((Boray, 1964)			
P. columella, A. viridis (Molloy and .Anderson, 2006)			
L. columella (Haris et al., 1975)			New Zealand
G. truncatula (Hammami et al., 2007);			Tunisia
Bulinus truncatus (Hamed et al., 2009)			
L. columella (Coelho and Lima, 2007); (Souza et al., 2002)			Brazil
Fossaria cubensis, Pseudosuccinea columella (Cañete et al., 2004)			Cuba
G. truncatula (Ashrafi et al., 2007)	*R. gedrosiana* (Imani-Baran et al., 2012)		Iran
	L. natalensis (Wamae et al., 1990)		Kenya
G. truncatula (Walker et al., 2008)	*L. natalensis* (Walker et al., 2008)		Tazania
	L. natalensis (Mzembe and Chaudhry, 1979)		Malawi
G. truncatula (Howell et al., 2012)	*L. natalensis* (Howell et al., 2012)		Uganda
	L. natalensis, L. columella (Ahmed and Ramzy, 1999)		Egypt
	Biomphalaria alexandrina (Farag and Sayad, 1995)		
	L. auriculafia race rufescens, L. luteola (Morel and Mahato, 1967)		Nepal

Table 2 Snail intermediate host of *Fasciola* spp. and prevalence in global (cont.)

Snail first intermediate host of *F. hepatica*	Snail first intermediate host of *F. gigantica*	*Fasciola* spp.	Country
A. viridis (Lee et al., 1994)			Korea
	L. ollula (Davis and Krauss, 1965)		Hawaii
	Lymnaea auricularia rubiginosa (Srihakim, and Pholpark, 1991) *R. rubiginosa, A. viridis, R. swinhoei* (Kaset, et al., 2010)		Thailand

แก่นเกษตร 47 (5) : 951-980 (2562). /doi: 10.14456/kaj.2019.88.

ปัจจัยเสี่ยงการแพร่ระบาดของพยาธิใบไม้ตับ

การพัฒนาของพยาธิ

ความสามารถของพยาธิใบไม้ตับโคสามารถอยู่อาศัยและปรับตัวกับสิ่งแวดล้อมใหม่ๆ ได้ดี แม้ว่าจะเป็นระดับที่มีความสูงมากก็ตาม ได้แก่ การพัฒนาของ F. hepatica และหอยที่เป็นโฮสต์กึ่งได้แก่ G. truncatula ที่สามารถอาศัยที่ระดับความสูง 3,800-4,100 เมตร บริเวณทางตอนเหนือของประเทศโบลิเวียได้ โดยเซอร์คาร์เรียของพยาธิบริเวณนี้สามารถผลิตและปลดปล่อยจากหอยได้มากกว่าและความสามารถของหอยในการปล่อยเซอร์คาร์เรียได้นานกว่าบริเวณอื่นๆ รวมถึงความสามารถของการรอดชีวิตของพยาธิเพื่อรอติดโฮสต์กึ่งกลางยาวนานกว่าบริเวณอื่นและมีเซอร์คาร์เรียจำนวนมากที่ปลดปล่อยจากหอยในช่วงสัปดาห์แรก หากเป็นบริเวณอื่นจะมีการปลดปล่อยเซอร์คาร์เรียที่ล่าช้าออกไป

การปรับตัวให้สามารถอาศัยอยู่ได้กับโฮสต์ใหม่

F. hepatica เริ่มระบาดจากแถบยุโรปโดยการขนย้ายสัตว์เศรษฐกิจ ปัจจุบันมีการแพร่ระบาด 5 ทวีป โดยพยาธิสามารถปรับตัวอาศัยในสัตว์ต่างๆ ได้แก่ อูฐในอาฟริกา, aukenids ในอเมริกาใต้ และสัตว์ที่มีกระเป๋าหน้าท้องในออสเตรเลีย นอกจากนี้ยังมีรายงานระดับโมเลกุลทั้งลำดับโปรตีนและลำดับ mitochondrial DNA ว่า พยาธิดังกล่าวมีการพัฒนาความสามารถให้อาศัยอยู่กับโฮสต์ต่างๆ ได้มากขึ้น

ความสามารถของการแพร่กระจายของและการปรับตัวของหอยกึ่งกลาง

F. hepatica มีต้นกำเนิดในแถบยุโรป ปัจจุบันแพร่กระจายไปยังทวีปอื่นๆ สาเหตุเนื่องมาจาก (ก) การแพร่กระจายทางภูมิศาสตร์แถบยุโรปมีหอยกึ่งกลาง คือ G. truncatula (ข) ในแถบอเมริกาหอยที่เป็นโฮสต์กึ่งกลางได้แก่ *P. columella* และ (ค) พบการปรับตัวของหอยสปีชีส์ lymnaeid อื่นๆ จากแถบดั้งเดิมไปตั้งรกรากและปรับตัวให้อาศัยในบริเวณใหม่ได้ สำหรับ *F. gigantica* มีการแพร่กระจายทางภูมิศาสตร์ที่น้อยกว่าเนื่องจากหอยที่เป็นโฮสต์กึ่งกลางมีความสามารถในการปรับตัวอยู่อาศัยในภูมิศาสตร์อื่นๆ ได้น้อยกว่า โดยในแถบแอฟริกาจะพบหอย *R. natalensis* และแถบยูเรเชียจะพบหอย *R. auricularia*

G. truncatula พบมากในแถบยุโรปและแพร่กระจายไปยังทวีปอื่นๆ โดยการขนส่งเคลื่อนย้ายสัตว์เศรษฐกิจ (ได้แก่ โคลนที่ส้มผัสเท้าของโค กระบือ หรือแกะ) ความสามารถในการแพร่กระจายของ *G. truncatula* สามารถอยู่อาศัยในบริเวณระบบนิเวศน์ที่เป็นเวิ้ง หรือโพรงผนังกำแพงที่มีประชากรอาศัยอยู่น้อย ได้แก่ แถบเกาะเมดิเตอร์เรเนียนของ Corsica ซึ่งเป็นหมู่เกาะที่ใหญ่ มีภูเขาเป็นจำนวนมาก อากาศค่อนข้างแปรปรวน (ปริมาณฝนและอุณหภูมิที่แปรปรวน) ปัจจุบันยังไม่แน่ชัดว่าโรคดังกล่าวระบาดมาที่เกาะด้วยวิธีใด

นอกจากนี้ยังมีหอยสปีชีส์อื่นๆ ที่มีความสัมพันธ์กับการแพร่ระบาดของโรคพยาธิตับโค ได้แก่ หอย P.columella ลักษณะเด่นของหอยชนิดนี้คือ มีการตั้งรกรากอย่างรวดเร็ว อาศัยในน้ำ เป็นสปีชีส์ที่ทนร้อนซึ่งมีต้นกำเนิดจากอเมริกากลาง แคริบเบียนและทางอเมริกาเหนือตอนใต้ แต่ปัจจุบันหอยชนิดนี้พบที่อเมริกาใต้ ยุโรป แอฟริกา ออสเตรเลีย นิวซีแลนด์ เป็นต้น (Mass-Coma et al., 2005)

แหล่งน้ำธรรมชาติและอุณหภูมิสำหรับการเจริญเติบโตของพยาธิและโฮสต์กึ่งกลาง

จำนวนการติดพยาธิใบไม้ตับในหอยชี้ให้เห็นถึงปัจจัยเสี่ยงของการติดโรคพยาธิใบไม้ตับในคนและสัตว์ จำนวนและการเจริญเติบโตของหอย Lymnae ถูกจำกัดด้วยความชื้นและปริมาณน้ำจากสิ่งแวดล้อม ปัจจัยเสี่ยงจากการติดพยาธิใบไม้ในทุ่งหญ้าสัตว์ คือ ปริมาณน้ำ พื้นดินและการระบายน้ำ และปัจจัยเสี่ยงหลักของการติดพยาธิใบไม้ตับนอกจากจะเป็นชนิดหอยและจำนวนหอยแล้วยังขึ้นกับจำนวนของเมตตาเซอร์คาเรียซึ่งเป็นระยะติดต่อโดยเกาะบนพืชน้ำ โดยอุณหภูมิและปริมาณน้ำฝนมีผลกระทบที่สำคัญที่สุดต่อการพัฒนาไข่และตัวอ่อนของพยาธิในหอย และมี 3 ปัจจัยหลักสำหรับการติดโรคพยาธิใบไม้คือ ที่อยู่อาศัยที่เหมาะสมในหอย, อุณหภูมิและความชื้น (Tsega et al., 2015) จำนวนหอย *G. truncatula* เป็นตัวชี้วัดปัจจัยเสี่ยงของติดพยาธิใบไม้ตับ นอกจากนี้สภาพอากาศและตามภูมิศาสตร์ที่เปลี่ยนแปลง สิ่งเหล่านี้ก็มีผลกระ

ทบต่อความอยู่รอดและการพัฒนาของพยาธิในทุ่งหญ้าเลี้ยงสัตว์และในโฮสต์ตัวกลาง หอยถือว่าเป็นโฮสต์ตัวกลางแรกของการทำให้วงจรชีวิตในพยาธิใบไม้สมบูรณ์ หอยเป็นโฮสต์ตัวกลางที่เหมาะสมสำหรับการเจริญเติบโตของไมราซีเดียมเพื่อพัฒนาเป็นเมตตาเซอร์คาเรีย ซึ่งระยะดังกล่าวเป็นระยะติดต่อสู่โฮสต์สุดท้าย และมี 4 ปัจจัยหลักที่สำคัญต่อการเพิ่มจำนวนระยะติดต่อ (เมตตาเซอร์คาเรีย) ของการระบาดของโรค คือ ความสามารถในการปรับตัวของหอยต่อแหล่งที่อยู่อาศัยของมัน, อุณหภูมิ (10 องศาเซลเซียส หรือมากกว่า) ความชื้นสำหรับการผสมพันธุ์ของหอยและความเป็นกรดด่างต่อการพัฒนาของพยาธิใบไม้ตับ (Chekol et al., 2018) มากไปกว่านั้น ภูมิอากาศและปัจจัยสิ่งแวดล้อม อายุสัตว์ การผสมพันธุ์ และการจัดการฝูงสัตว์ (จำนวนฝูงสัตว์และระบบจัดการฟาร์ม) สิ่งต่างๆ เหล่านี้มีความสัมพันธ์กับการการแพร่ระบาดและการติดพยาธิใบไม้ตับ (Olsen et al., 2015) *L. truncatula* โดยทั่วไปมีความสัมพันธ์กับพยาธิที่พบในฝูงสัตว์และบริเวณทุ่งหญ้าที่ราบลุ่มชื้นแฉะ (Karim et al., 2015) หอยดังกล่าวเป็นหอยที่แพร่กระจายมากที่สุดและเป็นสปีชีส์ที่สำคัญที่สัมพันธ์กับการแพร่ระบาด *F. hepatica* อาศัยบริเวณน้ำจืดตื้นๆ และชอบมุดใต้โคลน พวกมันสามารถมีชีวิตในช่วงฤดูร้อนที่แห้งแล้งหรือฤดูหนาวที่เป็นน้ำแข็งได้นานหลายเดือนและอาศัยโพรงในโคลนโดยการเปลี่ยนแปลงทางสรีระ และพฤติกรรม (aestivating) และจำศีล (hibernating) และพร้อมที่จะปล่อยเซอร์คาเรียออกมาเมื่อฝนตกอีกครั้ง ความไม่เป็นกรดของน้ำและน้ำไหลเบาๆ เป็นสภาวะสิ่งแวดล้อมที่เหมาะสมต่อการเจริญของหอย พวกมันส่วนใหญ่กินสาหร่ายและชอบอุณหภูมิและสิ่งแวดล้อมที่ชื้นสำหรับการเจริญเติบโตซึ่งอยู่ในช่วง 15-22 องศาเซลเซียส หากต่ำกว่า 5 องศาเซลเซียส หอยจะหยุดการเจริญ อย่างไรก็ตาม พวกมันสามารถพบได้ในเขตร้อนและปรับตัวให้อาศัยได้ในอุณหภูมิที่สูงกว่านี้ หอยเหล่านี้ผสมพันธุ์และอยู่รอดได้ในอุณหภูมิที่ 26 องศาเซลเซียส ในบริเวณที่มีความชื้นท่ามกลางฤดูร้อนที่แห้งแล้ง หอยชนิดนี้ปกติพบในบริเวณที่มีการระบายน้ำไม่ดี (Ayele, 2016; Husen, 2017) มีบางรายงานกล่าวว่า *L. truncatula* และ *R. natalensis* เหมาะเป็นโฮสต์ตัวกลางของพยาธิใบไม้ตับ และชอบอากาศที่มีฝนตก แสงแดด และความอบอุ่น หอยทั้งสองชนิดนี้ปกติพบบริเวณที่มีกระแสน้ำไหล ช่องทางน้ำผ่าน คูน้ำ เขื่อน อ่างเก็บน้ำ บ่อน้ำ แม่น้ำ และบึงในแอฟริกาใต้ (Jaja et al., 2017) ในประเทศเอธิโอเปีย ปัจจัยเสี่ยงที่มากที่สุดในการติดพยาธิซึ่งพบในบริเวณที่มีฝนชุกทั้งปีซึ่งสัมพันธ์กับปริมาณความชื้นสูงในดินและน้ำท่วมขัง ปัจจัยเสี่ยงจะลดน้อยลงหากพื้นที่มีฤดูฝนที่ลดลงและอุณหภูมิต่ำกว่าที่กล่าวมา ค่าเฉลี่ยอุณหภูมิทั้งปีประมาณ 23 องศาเซลเซียส หรือถ้ามากกว่านี้มักพบในบริเวณที่ต่ำกว่า 1200 ม. ซึ่งเป็นข้อจำกัดของ *F. hepatica* (Ayalneh et al., 2018) สำหรับ *L. auricularia* เป็นโฮสต์ตัวกลางของ *F. gigantica* หอยชนิดนี้ชอบอาศัยในน้ำจืดบริเวณเขตร้อนหรือกึ่งร้อนและเจริญเติบโตบริเวณที่ปราศจากสารพิษซึ่งมีออกซิเจนพอเพียง (Husen et al., 2017) มีหลายปัจจัยที่มีผลกระทบต่อประชากรหอย คือ อุณหภูมิ แสงสว่าง ความเข้มข้นของไฮโดรเจนไอออน (pH) ผัก ความลึกของระดับน้ำ องค์ประกอบทางเคมีของดินและภาวการณ์อยู่รอดแบบแข่งขันของประชากรหอย (Soliman et al., 2008)

ยาและการรักษา

ยาที่ต้านพยาธิใบไม้ตับแบ่งออกเป็น 5 กลุ่มใหญ่ คือ

(i) Halogenated phenols; bithionol (Bitin), hexachlorophene (Bilevon), nitroxynil (Trodax),

(ii) Salicylanilides; closantel (Flukiver, Supaverm), ranfoxanide (Flukanide, Ranizole),

(iii) Benzimidazoles group; triclabendazole (Fasinex), albendazole (Vermitan, Valbazen), mebendazole (Telmin), Luxabendazole (Fluxacur),

(iv) Sulphonamides: clorsulon (Ivermec),

(v) Phenoxyalkanes: diamphenetide (Coriban) (Ayele et al., 2016)

ยาไทคลาเบนดาโซน เป็นยาฆ่าพยาธิใบไม้ที่ดีที่สุดใช้กับการรักษาการติดเชื้อพยาธิใบไม้ในอุตสาหกรรมการเลี้ยงสัตว์มานานกว่า 20 ปีและ

เป็นเพียงยาตัวเดียวที่ใช้รักษาโรคพยาธิใบไม้ตับในคน ซึ่งใช้รักษาได้ผลบนพื้นฐานความปลอดภัย (Cabada et al., 2016) และง่ายต่อการใช้ (Graham et al., 2001) ยาไทคลาเบนดาโซนมีประสิทธิภาพสูงมาก โดยมีประสิทธิภาพการรักษาถึงร้อยละ 99 ซึ่งฆ่าทั้งตัวอ่อนและตัวเต็มวัย (Kelley et al., 2016) อัตราการใช้รักษาในแกะ คือ 7.5 mg/kg และในโค คือ 10 mg/kg นอกจากนี้ มันสามารถควบคุมและต้านตัวอ่อนที่เพิ่งออกจากเมตตาเซอร์คาเรีย (newly excysted juvenile) หลังการติดเชื้อเพียง 2 วันได้ (Hodgkinson et al., 2018) นอกจากยาไทคลาเบนดาโซนนำมาใช้ในคนในปริมาณน้อย มีรายงานว่าประสิทธิภาพการต้านพยาธิใบไม้เกือบร้อยละ 100 (Cabada et al., 2016) วัวและแกะในประเทศที่พัฒนาแล้วใช้ยาและควบคุมปริมาณการใช้โดยผู้เชี่ยวชาญ แต่ในประเทศด้อยพัฒนามีการใช้ยาบ่อยและปริมาณไม่คงที่ ดังนั้นจึงเกิดการดื้อยา ปรากฏการณ์การดื้อยาอาจจะมีสาเหตุมาจากปริมาณการใช้ยาและความไม่แน่นอนของปริมาณยาที่ใช้ (Cabada et al., 2016) รวมถึงระยะเวลาที่ใช้ต่อเนื่องเป็นเวลานาน ในปี 1995, พบการดื้อยาไทคลาเบนดาโซนเป็นครั้งแรกในออสเตรเลียและต่อมาพบในยุโรป (ไอร์แลนด์ สก๊อตแลนด์และเนเธอร์แลนด์) ต่อมาในอเมริกาใต้ก็พบการดื้อยาเช่นเดียวกัน (Novobilsky et al., 2016) มีรายงานว่าได้ผสมยาโคลร์ซูลอนกับยาไอเวอร์เมกตินเพื่อควบคุมทั้งพยาธิใบไม้และพยาธิตัวกลมในวัว สำหรับยาไนโตรซินิลใช้ฉีดเข้าใต้ผิวหนังด้วยขนาด 10 mg/kg ซึ่งมันมีประสิทธิภาพต้านตัวเต็มวัยแต่เมื่อต้องการควบคุมโรคแบบเฉียบพลันต้องเพิ่มปริมาณยาอีก 50% (Tsega, 2015; Ayalneh, 2018) ยาโคลเซนเทลเป็นยาที่ใช้ฆ่าพยาธิใบไม้ซึ่งอยู่ในกลุ่มอนุพันธ์ของ salicylanilide และสามารถต้านพยาธิตัวอ่อน (immature) (ไม่ใช่ระยะ juvenile flukes) ของ *F. hepatica* ช่วงอายุ 6 สัปดาห์และมากกว่า กลไกการทำงานของยาโคลเซนเทลยังไม่ชัดเจน รู้เพียงว่าเกี่ยวข้องในกระบวนการออกซิเดทีฟ ฟอสฟอริเลชัน ในไมโตคอนเดรีย (Novobilsky et al., 2015) และจับกับโปรตีนพลาสมาอัลบูมิน หลังจากที่พยาธิได้รับยาโคลเซนเทลพยาธิจะมีการเปลี่ยนแปลงเนื้อเยื่อที่เกี่ยวกับการดูดซึมในลำไส้เล็กและอวัยวะสืบพันธุ์ถูกทำลาย ยาดังกล่าวมีรายงานว่ามีประสิทธิภาพสูงถึงร้อยละ 95-100 สำหรับการต้านพยาธิโดยผ่านทางการกินหรือฉีด ยาโคลเซนเทลอาจใช้สำหรับทางเลือกที่สองหากพยาธิใบไม้มีการดื้อต่อยาไทคลาเบนดาโซนแล้ว อย่างไรก็ตาม มีรายงานว่าโคลเซนเทลมีความล้มเหลวต่อการต้าน *F. hepatica* ในวัว (Novobilsky et al., 2015) ในปี 2017 ปากีสถานมีการใช้พบว่ายาออกซิโคลซาไนด์ (Oxycloxanide) ซึ่งมีประสิทธิภาพการควบคุมพยาธิดีที่สุดเมื่อเทียบกับไทคลาเบนดาโซลและเลวามิโซล มีการทดลองในสิ่งมีชีวิตพบว่าออกซีโคลซาไนด์เป็นยาฆ่าพยาธิใบไม้ตับดีที่สุดเหมาะสำหรับการรักษาโรคในปากีสถาน (Ahmad et al., 2017) เมื่อเร็วๆ นี้ในแม็กซิโก มียาใหม่เรียกว่าสารประกอบอัลฟาซึ่งเป็นสารเคมีที่คล้ายคลึงกับไทคาเบนดาโซลโดยใช้เป็นยาใหม่ในการฆ่าพยาธิใบไม้ตับ ยาชนิดใหม่สามารถยับยั้งการติดพยาธิของวัว ทั้งในธรรมชาติและห้องปฏิบัติการ (Ayele, 2016: Ibrahim, 2017)

การป้องกัน

โฮสต์สุดท้ายสามารถรับพยาธิใบไม้ผ่าน 2 ทาง ด้วยกันคือ ทางตรงโดยการดื่มน้ำที่มีเมตตาเซอร์คาเรียและทางอ้อมโดยการกินผักดิบที่มีเมตตาเซอร์คาเรียปนเปื้อน (Mas-Coma, 1999; Nyindo, 2015) ในคนสามารถรับเมตตาเซอร์คาเรียโดยการบริโภคพืชน้ำดิบหรือน้ำล้างผักที่ปนเปื้อนเมตตาเซอร์คาเรีย (Aleixo et al., 2015) ดังนั้น ในกรณีของคน เครื่องมือที่สำคัญที่สุดสำหรับการป้องกันคือเพิ่มความตระหนักต่อสุขภาพและการสุขาภิบาลที่ดี การนำอาหารดิบและน้ำต้องมาฆ่าเชื้อโดยการทำให้สุกก่อนบริโภค และหลีกเลี่ยงการบริโภคพืชน้ำดิบ มากไปกว่านั้นประชากรที่อาศัยอยู่ในพื้นที่ระบาดควรได้รับการสอนการล้างผักที่ถูกวิธีคือ ล้างด้วยร้อยละ 6 น้ำส้มสายชู หรือโพแทสเซียมเปอร์แมงกาเนต (ด่างทับทิม) นาน 5-10 นาที วิธีนี้สามารถทำลายตัวอ่อนในเมตตาเซอร์คาเรียได้ ในปศุสัตว์ เริ่มต้นการป้องกันโดยลดหรือจำกัดสาเหตุปัจจัยเสี่ยงในการติดพยาธิโดยรณรงค์การเลี้ยงสัตว์ให้ห่างไกลจากแหล่งที่มีพืชน้ำ (Soliman et al., 2008) รวมถึงการจัดการหญ้าโดยมีโปรแกรมการหมุนเวียนหญ้าเพื่อจำกัดการติดเชื้อ (Boray et al., 2017) และหลีกเลี่ยงการผสมหญ้าของสัตว์ที่มีกลุ่ม

อายุต่างกัน เพราะลูกสัตว์ปกติจะมีความไวต่อการติดพยาธิใบไม้มากกว่า (Tsega et al., 2015) ในบริเวณที่เป็นแหล่งระบาด หญ้าที่ใช้เลี้ยงควรจำกัดเวลาใช้เพียง 6 สัปดาห์ หรืออาจใช้เวลาน้อยกว่านี้ เพราะพยาธิใบไม้จะใช้เวลาตั้งแต่เข้าไปในร่างกายสัตว์จนถึงตัวเต็มวัยและผลิตไข่ประมาณ 6 สัปดาห์ อย่างไรก็ตามบริเวณที่ไม่มีพยาธิ สัตว์สามารถกินหญ้าได้นานกว่านี้ วิธีเหล่านี้จำกัดปัจจัยเสี่ยงของการติดพยาธิใบไม้ในผักและหญ้า รวมถึงลดการติดพยาธิในคนและสัตว์ มากไปกว่านั้นการจัดการที่ดีเกี่ยวกับบริเวณน้ำขัง พื้นที่ระบายน้ำและทางผ่านน้ำสามารถลดจำนวนหอยและลดปัจจัยเสี่ยงต่อการติดพยาธิในอนาคต (Ibrahim et al., 2017)

การควบคุม

การควบคุมโฮสต์กึ่งกลาง

สำหรับการควบคุมหอยมี 2 วิธีได้แก่ วิธีทางชีววิทยาและวิธีทางเคมี สำหรับวิธีทางชีววิทยาจะใช้นกจากธรรมชาติที่กินหอย เพื่อลดโฮสต์กึ่งกลางของ *F. gigantica* และ *F. hepatica* สำหรับวิธีทางเคมี ใช้สารเคมีฆ่าหอย โดยโรยในแหล่งน้ำที่หอยอาศัยอยู่ ซึ่งเป็นการควบคุมหอยที่ดีเท่าที่เป็นไปได้ (Ayele et al., 2016) สารเคมีที่ใช้ควบคุมหอยได้แก่ คอปเปอร์ซัลเฟต นิโคลซาไมด์ โซเดียมเพนตาคลอโรฟีเนตซึ่งเป็นสารประกอบอนินทรีย์ สารเหล่านี้มีประสิทธิภาพในการทำลายหอย อย่างไรก็ตามสารเคมีเหล่านี้อาจจะมีศักยภาพที่เป็นสารอันตรายต่อมนุษย์และสิ่งแวดล้อม (Ibrahim et al., 2017) ปัจจุบันสารคอปเปอร์ซัลเฟตได้แก่ N-trityl morphine มีการใช้แพร่หลายที่สุด เนื่องจากมีประสิทธิภาพในการฆ่าหอยมากกว่าสารอื่น และยาปริมาณน้อย (Tsega, 2015; Ibrahim, 2017) สำหรับพื้นที่ระบาดวิธีที่ดีที่สุดสำหรับการลดประชากรหอย คือ การกำจัดน้ำท่วมขัง ซึ่งเป็นการทำลายแหล่งอาศัยของหอยอย่างถาวร วิธีนี้มีการใช้มาเป็นเวลานานให้หลายบริเวณทั่วโลก (Ayele et al., 2016) นอกจากนี้เพื่อเป็นการควบคุมและลดการติดเชื้อพยาธิในสัตว์ ได้มีการใช้ยาเพื่อลดจำนวนการปนเปื้อนของไข่พยาธิในทุ่งหญ้าซึ่งเวลาที่เหมาะสมในการให้ยาช่วงระหว่างเดือนเมษายน-สิงหาคม สำหรับการให้ยาในวัวเป็นการลดจำนวนพยาธิโดยตรงในช่วงฤดูหนาว มากไปกว่านั้น สิ่งแวดล้อม การจัดน้ำและการหมุนเวียนหญ้าที่ใช้เลี้ยงสัตว์สามารถควบคุมพยาธิใบไม้ได้ (Tsega et al., 2015)

โปรแกรมการให้ยาถ่ายพยาธิ

โคกระบืออายุต่ำกว่า 6 เดือน

ครั้งแรกอายุ 3 อาทิตย์

ครั้งสองอายุ 6 อาทิตย์

โคกระบืออายุต่ำกว่า 6 เดือน

ปีละ 2 ครั้ง ครั้งแรก เดือนมีนาคม – เมษายน

ครั้งที่ 2 เดือนกันยายน – ตุลาคม

หมายเหตุ ควรสุ่มเก็บตัวอย่างอุจจาระประมาณร้อยละ 10-20 ของฝูงเพื่อตรวจจำแนกชนิดพยาธิเพื่อหาชนิดของพยาธิและใช้ยาถ่ายที่ถูกต้องและเหมาะสมต่อไป (สาทิส, 2552)

มาตรการหลักเกณฑ์ กฎ ระเบียบการ นำเข้า-ส่งออก สินค้าเกษตร โค และกระบือ ผ่านด่านชายแดน ดังนี้

ห้ามมิให้ผู้ใดทำการค้าโค กระบือ เว้นแต่ได้รับอนุญาตจากนายทะเบียน ใบอนุญาตให้ใช้ได้การนำเข้าทางด่านชายแดนจะมีมาตรการเข้มงวดในการนำเข้าสัตว์มีชีวิตโดยต้องขออนุญาตการ นำเข้า 2 วัตถุประสงค์ ได้แก่ การนำเข้ามาเพื่อใช้ทำพันธุ์ ต้องกักกันโรค ณ ชายแดนในประเทศไทยเป็นเวลา 30 วัน พร้อมกับมีใบรับรองสุขภาพสัตว์ (Health Certificate) จากประเทศต้นทาง และจะมีสัตวแพทย์ตรวจสอบเป็น ระยะๆ การตรวจสุขภาพสัตว์ของไทยใช้วิธีสุ่มตรวจ หากพบโรคปากและเท้าเปื่อยจะถูกทำลายทั้งหมดทิ้งทันที และการนำเข้ามาเพื่อใช้บริโภค (ฆ่า) ณ ชายแดนในประเทศไทยซึ่งจะต้องกักกันโรคเป็นเวลา 21 วัน ต้องฉีดวัคซีนโรคปากและเท้าเปื่อย จำนวน 2 ครั้ง (วันแรก และวันที่ 14 ของการกักกันโรค) (ประชุมคณะกรรมาธิการการเกษตรและสหกรณ์ สภาผู้แทนราษฎร ครั้งที่ 10, 2555)

แผนงานและมาตรการป้องกันและปราบปรามการลักลอบนำเข้าเนื้อสัตว์จากต่างประเทศ ได้แก่

การสุ่มตรวจสอบห้องเย็น โดยจัดชุด

เฉพาะกิจเข้าตรวจสอบห้องเย็นที่คาดว่าจะมีการลักลอบนำซากสัตว์เข้ามาเก็บไว้โดยไม่ได้รับอนุญาต

การลาดตระเวนหาข่าวบริเวณแนวชายแดน หรือช่องทางที่คาดว่าจะมีการลักลอบ ตลอดจนตั้งจุดตรวจสกัดกั้นการลักลอบเคลื่อนย้ายเนื้อและเครื่องในโค-กระบือแช่แข็งจากต่างประเทศ

การขอความร่วมมือไปยังศุลกากร ตำรวจ ทหาร ฝ่ายปกครอง ร่วมกันทำงานอย่างบูรณาการ

การจัดชุดทำงานเฉพาะกิจร่วมกับกรมประมงและกรมวิชาการเกษตร เพื่อเข้าตรวจสอบสินค้าเกษตร ณ ร้านค้าปลีกและค้าส่งทั่วประเทศ นอกจากนี้ ยังได้มีการส่งเสริมและขับเคลื่อนโครงการโคเนื้อสร้างอาชีพและการปรับโครงสร้างการผลิตโคเนื้อภายในประเทศ ซึ่งคาดว่าในปี 2564 จะสามารถเพิ่มจำนวนโค-กระบือภายในประเทศให้เพียงพอต่อความต้องการ เพื่อลดปัญหาการลักลอบนำเข้าเนื้อสัตว์อย่างผิดกฎหมายต่อไป (ประชุมคณะกรรมาธิการการเกษตรและสหกรณ์ สภาผู้แทนราษฎร ครั้งที่ 10, 2555)

สรุป

พยาธิใบไม้ตับโคเป็นปัญหาที่สำคัญต่อเศรษฐกิจและสาธารณสุขของประเทศไทย สัตว์ติดพยาธิโดยการกินหญ้าหรือกินน้ำที่ปนเปื้อนระยะติดต่อ การติดพยาธิในสัตว์จะก่อให้เกิดพยาธิสภาพอย่างรุนแรงบริเวณตับ โดยเฉพาะส่วนของเนื้อเยื่อตับ (Parenchyma) รวมถึงทำให้ท่อน้ำดีอุดตัน สัตว์เจริญเติบโตช้า ส่งผลให้ผลผลิตลดลงโดยเฉพาะเนื้อและนม หากสัตว์อายุน้อยหรือติดพยาธิจำนวนมากอาจทำให้สัตว์ตาย สำหรับคนติดพยาธิโดยการกินพืชน้ำ เช่น ผักกะเฉด ผักบุ้งน้ำ ตับดิบ หรือดื่มน้ำเครื่องดื่ม น้ำผลไม้ น้ำล้างผักที่ปนเปื้อนระยะติดต่อ ทำให้เกิดการอักเสบที่ท่อน้ำดี ถุงน้ำดีอักเสบ พยาธิมีลำตัวขนาดใหญ่ทำให้ท่อน้ำดีอุดตันได้ง่าย เจ็บที่ใต้ชายโครง และปัจจัยเสี่ยงในการเกิดโรค สัมพันธ์กับปริมาณความชื้นสูงในดินและบริเวณน้ำท่วมขัง นอกจากนี้ *L. columella* และ *A. viridis* ซึ่งเป็นโฮสต์กึ่งกลางหอยที่สามารถเป็นตัวกลางร่วมของพยาธิ *F. hepatica* และ *F. gigantica* ทำให้มีอัตราการแพร่ระบาดสูง เนื่องจากหอยดังกล่าวมีความสามารถเป็นตัวกลางพยาธิได้ทั้งสองชนิด โดย *A. viridis* พบในประเทศเกาหลี เวียตนามและไทย ส่วนหอย *L. columella* พบว่าสามารถแพร่กระจายทั่วโลกทั้งในเขตอบอุ่นและเขตร้อนเนื่องจากสามารถทนต่อน้ำท่วมขังและทนร้อนได้ดี นอกจากนี้ตัวพยาธิเองสามารถปรับตัวให้อาศัยและเติบโตในโฮสต์ใหม่ๆ ได้ จึงทำให้พยาธิดังกล่าวสามารถแพร่กระจายและระบาดได้ทั่วโลก ดังนั้นการให้ความรู้สุขศึกษาเกี่ยวกับการกินอาหาร การรณรงค์งดการกินพืชน้ำดิบ ตับวัวดิบ งดการดื่มน้ำตามแหล่งน้ำลำคลอง การเลี้ยงสัตว์สัตว์ห่างไกลจากแหล่งน้ำและการควบคุม ป้องกันประชากรหอยตัวกลาง มีความสำคัญโดยเฉพาะอย่างยิ่งในบริเวณพื้นที่เสี่ยง

เอกสารอ้างอิง

เกษศิรินทร์ ศักดิ์วิวัฒกุล, จักรพงษ์ ชายคง, ชาญยุทธ แถมวัน, พัชรพงษ์ วัฒนขำ, รติยา เกษสิมลี และวิไลพรรณ กู้ภูเขียว. 2560. ความชุกและปัจจัยเสี่ยงของการติดพยาธิในทางเดินอาหารของโคที่พบในโรงฆ่าสัตว์จังหวัดมหาสารคาม. วารสารแก่นเกษตร. 1: 765-770.

ณัฐภาส โกยรัมย์, คมกริช พิมพ์ภักดี และ ชุลีพร ศักดิ์สง่าวงษ์. 2559. การเปรียบเทียบความชุกของพยาธิใบไม้ตับในโคพื้นเมืองระหว่างชายแดนไทย-ลาวกับชายแดนไทย-กัมพูชา. วารสารวิทยาศาสตร์และเทคโนโลยี มหาวิทยาลัยมหาสารคาม. 32:182-188.

บอย บุญเอื้อ, วิษณุวัฒน์ ฉิมน้อย, วีระชัย วิโรจน์แสงอรุณ, ทัศนีย์ มุงเมือง, สถาพร จิตตปาลพงศ์ และบุรินทร์ นิ่มสุพรรณ์. 2556. ความชุกของการติดพยาธิใบไม้ตับชนิด Fasciola gigantica ในโคและกระบือรอบทะเลสาบสงขลาโดยการตรวจด้วยวิธี ELISA โดยใช้ Excretory-Secretory แอนติเจน. วารสารสัตวแพทยศาสตร์ มข. 23:98-109.

พจน์ภิรัชต์ เนียมจุ้ย, คมกริช พิมพ์ภักดี และ ชนินทร์ น่าชม. 2555. ความชุกและปัจจัยเสี่ยงที่มีผลต่อการติดพยาธิใบไม้ตับในโคและกระบือในจังหวัดบุรีรัมย์. วารสารสัตว

แพทยศาสตร์ มข. 22:10-17.

ศรีรัฐ ภักดีรณชิต, อุดมศรี โชว์พิทธพรชัย, ธาริณ สวัสดิ์พาณิชย์ และวิทูร ขาวสูข. 2556. การหาตำแหน่งของแอนติเจนที่น้ำหนักโมเลกุล 21 กิโลดัลตัน ในเนื้อเยื่อพยาธิใบไม้ตับ Fasciola gigantica. คณะแพทย์ศาสตร์ มหาวิทยาลัยศรีนครินทรวิโรฒ, กรุงเทพมหานคร.

สาทิส ผลภาค. 2552. ปัญหาสุขภาพและโรคที่พบในกระบือ โคเนื้อ โคนม ในเขต สสอ. 4. ศูนย์วิจัยและพัฒนาการสัตวแพทย์ภาคตะวันออกเฉียงเหนือตอนบน, ขอนแก่น

สรุปผลการประชุม คณะกรรมาธิการการเกษตรและสหกรณ์ สภาผู้แทนราษฎร ครั้งที่ 10 วันพุธที่ 1 กุมภาพันธ์ 2555 ณ ห้องประชุมกรรมาธิการ. https://www.parliament.go.th/ewtcommittee/ewt/agronomy/download/article/article_20120302094744.pdf. ค้นเมื่อ 19 เมษายน 2562.

Abrous, M., D. Rondelaud, G. Dreyfuss, and J. Cabaret. 1998. Unusual transmission of the liver fluke, *Fasciola hepatica*, by Lymnaea glabra or Planorbis leucostoma in France. J. Parasitol. 84: 257-259.

Ahmad, M., M. N. Khan, M. S. Sajid, G. Muhammad, A. Qudoos, and H. M. Rizwan. 2017. Prevalence, economic analysis and chemotherapeutic control of small ruminant fasciolosis in the Sargodha district of Punjab, Pakistan. Vet. Italiana. 53: 47-53.

Ahmed, A. H., and R. M. R Ramzy. 1999. Infection of two lymnaeid snails with *Fasciola gigantica* in Giza, a field study. J. Egypt. Soc. Parasitol. 29: 687-696.

Akkari, H., M. Gharbi, and M. A. Darghouth. 2011. Infestation of tracer lambs by *Fasciola hepatica* in Tunisia: determining periods for strategic anthelmintic treatments. Rev. Sci. Tech. 30: 917-929.

Alatoom, A., D. Cavuoti, P. Southern, and R. Gander. 2018. *Fasciola hepatica* infection in the United States. Labmedicine. 39: 425-428.

Alba, A., A. A. Vazquez, H. Hernandez, J. Sanchez, R. Marcet, M. Figueredo, J. Sarracent, and J. Fraga. 2015. A multiplex PCR for the detection of *Fasciola hepatica* in the intermediate snail host Galba cubensis. Vet. Parasitol. 211: 195-200.

Aleixo, M., D.F. Freitas, L.H. Dutra, J. Malone, I.V. Martins, and M. B. Molento. 2015. Fasciola hepatica: epidemiology, perspectives in the diagnostic andthe use of geoprocessing systems for prevalence studies. Semina: Ciências Agrárias, Londrina. 36:1451-1466.

Aregahagn, S. and M. Asrat. 2018. Prevalence of zoonotic Fasciolosis in and around Kemissie Amhara, Ethiopia. Int. J. Biotech. Bioeng. 4: 57-61.

Aroonroch, R., S. Worawichawong, P. Nitiyanant, A. Kanchanapitak, and S. Bunyaratvej. 2006. Hepatic Fascioliasis due to Fasciola hepatica: a two-case report. J. Med. Assoc. Thai. 89:1770-1774.

Artigas, P., M. D. Bargues, R. L. M. Sierra, V. H. Agramunt, and S. Mas-Coma. 2011. Characterisation of fascioliasis lymnaeid intermediate hosts from Chile by DNA sequencing, with emphasis on Lymnaea viator and Galba truncatula. Acta Tropica. 120: 245-257.

Ashrafi, K., J. Massoud, K. H. Naieni, M. A. Jo-Afshani, M. Mahmoodi, N. Ebadati, S. M. Rezvani, P. Artigas, M. D. Bargues, and S. Mas-Coma. 2007. Nuclear Ribosomal DNA ITS-2 Sequence Characterization of *Fasciola hepatica* and Galba truncatula. Iranian J. Publ.

Health. 36: 42-49.

Ayalneh, B., B. Bogale, and S. Dagnachew. 2018. Review on ovine Fasciolosis in Ethiopia. Acta. Parasitol. Globalis. 9: 7-14.

Ayele, M. 2016. Review on the biology *Fasciola parasites* and the epidemiology on small ruminants. Adv. Life Sci. Technol. 48: 19-27.

Babiker, A. E., Y. H. A. Elmansory, A. A. Elsadig, and A. M. Majid. 2011. Prevalence of Fasciolosis in cattle and sheep slaughtered for human consumption in the white nile state, sudan: a retrospective. J. Vet. Med. & Anim. prod. 2: 105-119.

Bargues, M. D., R. L. M. Sierra, P. Artigas, and S. Mas-Coma. 2012. DNA multigene sequencing of topotypic specimens of the fascioliasis vector Lymnaea diaphana and phylogenetic analysis of the genus Pectinidens (Gastropoda). Mem Inst Oswaldo Cruz. 107: 111-124.

Bargues, M. D., V. Gayo, J. Sanchis, P. Artigas, M. Khoubbane, S. Birriel, and S. Mas-Coma. 2017. DNA multigene characterization of Fasciola hepatica and Lymnaea neotropica and its fascioliasis transmission capacity in Uruguay, with historical correlation, human report review and infection risk analysis. PLoS Negl. Trop. Dis. 11: 1-33.

Bayou, K. and T. Geda. 2018. Prevalence of Bovine Fasciolosis and its Associated Risk Factors in Haranfama

Municipal Abattoir, Girja District, South Eastern Ethiopia. Vet. Med. Anim. Sci. 1: 1003-1028.

Beesley, N. J., C. Caminade, Charlier, R. J. Flynn., J. E. Hodgkinson, A. Martinez-Moreno, M. Martinez-Valladares, J. Perez, L. Rinaldi, and D.J.L. Williams. 2018. Fasciola and fasciolosis in ruminants in Europe: Identifying research needs. Transbound Emerg Dis. 65: 199-216.

Bennema, S., J. Vercruysse, E. Claerebout, T. Schnieder, C. Strube, E. Ducheyne, G. Hendrickx, and J. Charlier. 2009. The use of bulk-tank milk ELISAs to assess the spatial distribution of Fasciola hepatica, Ostertagia ostertagi and Dictyocaulus viviparus in dairy cattle in Flanders (Belgium). Vet. Parasitol. 165: 51-57.

Bennema, S. C., R. G. C. Scholte, M. B. Molento, C. Medeiros, and O. S. Carvalho. 2014. Fasciola hepatica in bovines in Brazil: data availability and spatial distribution. Rev. Inst. Med. Trop. South Paulo. 56: 35-41.

Boray, J. C. 1978. Studies on the ecology of *Lymnaea tomentosa*, the intermediate host of Fasciola hepatica. History, geographical distribution, and environment. Australian J. Zool. 12: 217-230.

Boray, J. C. 1978. The potential impact of exotic Lymnaea spp. on fascioliasis in Australasia. Vet. Parasitol. 4: 127-141.

Boix, N., E. Teixido, M. Vila-Cejudo, P. Ortiz, E. Ibanez, J. Gomez-Catalan, J. M. Llobet, and M. Barenys. 2016. Risk assessment for human embryonic development of triclabendazole residues in milk and cheese in the diet of a ruralpopulation in Cajamarca (Peru): A preliminary approach. Res. Signpost. 2016: 37-47.

Bui, T. D., P. N. Doanh, C. Saegerman, and B. Losson. 2016. Current status of fasciolosis in Vietnam: an update and perspectives. Journal of Helminthology. 90: 511-522.

Byrne, A. W., S. McBride, A. Lahuerta-Marin, M. Guelbenzu, J. McNair, R. A. Skuce,

and S. W. J. McDowell. 2016. Liver fluke (*Fasciola hepatica*) infection in cattle in Northern Ireland: a large-scale epidemiological investigation utilising surveillance data. Parasites & Vectors. 9: 209-222.

Cabada, M. M., M. Lopez, M. Cruz, J. R. Delgado. V. Hill, and C. White. 2016. Treatment failure after multiple courses of Triclabendazole among patients with fascioliasis in Cusco, Peru: A case series. PLoS Negl Trop Dis. 10: 4361-4368.

Cabada, M. M., A. Castellanos-Gonzalez, M. Lopez, M. A. Caravedo, E. Arque, and A. C. White. 2016. Fasciola hepatica Infection in an Indigenous Community of the Peruvian Jungle. Am. J. Trop. Med. Hyg. 94: 1309–1312.

Canete, R., M. Yong, J. Sanchez, L. Wong, and A. Gutierrez. 2004. Population Dynamics of Intermediate Snail Hosts of Fasciola hepatica and Some Environmental Factors in San Juan y Martinez Municipality, Cuba. Mem Inst Oswaldo Cruz. 99: 257-262.

Caron, Y., K. Martens, L. Lempereur, C. Saegerman, and B. Losson. 2014. New insight in lymnaeid snails (Mollusca, Gastropoda) as intermediate hosts of Fasciola hepatica (Trematoda, Digenea) in Belgium and Luxembourg. Parasites & Vectors. 7: 66-73.

Caron, Y., M. Celi-Eraz, S. Hurtrez-Boussès, M. Lounnas, J. P. Pointier, C. Saegerman, B. Losson, and W. Benítez-Ortíz. 2017. Is Galba schirazensis (*Mollusca, Gastropoda*) an intermediate host of Fasciola hepatica (Trematoda, Digenea) in Ecuador? Parasite. 24: 24-32.

Chekol, B., and Y. Girma. 2018. Study on the prevalence of ovine Fasciolosis in Wadla Woreda, North Wollo, Ethiopia. J. Vet. Sci. Res. 3: 000151.

Choubisa, S. L., and V. J. Jaroli. 2012. Gastrointestinal parasitic infection in diverse species of domestic ruminants inhabiting tribal rural areas of southern Rajasthan, India. J. Parasit. Dis. 37: 271–275.

Cruz-Mendoza, I., J. A. Figueroa, D. Correa, E. Ramos-Martinez, J. Lecumberri-Lopez, H. Quiroz-Romero.. 2004. Dynamics of *Fasciola hepatica* infection in two species of snails in a rural locality of Mexico. Vet. Parasitol. 121: 87-93.

Cruz-Mendoza, I., F. Ibarra-Velarde, M. T. Quintero-Martinez, E. Naranjo-Garcia, J. Lecumberri-Lopez, and D. Correa. 2005. Seasonal transmission of *Fasciola hepatica* in cattle and *Lymnaea (Fossaria) Humilis* snails in central Mexico. Parasitol. Res. 95:283–286.

Cruz-Mendoza, I., H. Quiroz-Romero, D. Correa, and G. Gomez-Espinoza. 2011. Transmission dynamics of Fasciola hepatica in the Plateau Region of Mexico. Effect of weather and treatment of mammals under current farm management. Vet. Parasitol.175: 73-79.

Cucher, M. A., S. Carnevale, L. Prepelitchi, J. H. Labbe, and C. Wisnivesky-Colli. 2006. PCR diagnosis of Fasciola hepatica in field-collected *Lymnaea columella* and *Lymnaea viatrix* snails. Vet. Parasitol. 137: 74-82.

Cwiklinski, K, S. M. O'Neill, S. Donnelly, and J. P. Dalton. 2016. A prospective view of animal and human Fasciolosis. Parasit. Immu. 38: 558-568.

Cwiklinski, K., and J. P. Dalton. 2018. Advances in Fasciola hepatica research using 'omics' technologies. Int. J. Parasitol. 48: 321-331.

Davis, C. J., and N. L. H. Krauss. 1965. Recent Introductions for Biological Control in Hawaii-X. Proceedings, Hawaiian Entomological Society. 19: 87-90.

Diaz, A, V., C. L. Netherton, L. K. Dixon, and A. J. Wilson. 2012. Apparent Triclabendazole resistant human Fasciola hepatica. Emerg. Infect. Dis. 18: 1028–1029.

Dung, B. T., P. Doanh, D. T. The, H. T. Loan, B. Losson, and Y. Caron. 2013. Morphological and Molecular Characterization of Lymnaeid Snails and Their Potential Role in Transmission of *Fasciola* spp. in Vietnam. Korean J. Parasitol. 51: 657-662.

Dunkel, A. M., M. C. Rognlie, G. R. Johnson, and S. E. Knapp. 1996. Distribution of potential intermediate hosts for Fasciola hepatica and *Fascioloides magna* in Montana, USA. Vet. Parasitol. 62: 63-70.

Elliott, T. P., J. M. Kelley, G. Rawlin, and T. W. Spithill. 2015. High prevalence of fasciolosis and evaluation of drug efficacy against *Fasciola hepatica* in dairy cattle in the Maffra and Bairnsdale districts of Gippsland, Victoria, Australia. Vet. Parasitol. 209:117-124.

Elshraway, N. T., and W. G. Mahmoud. 2017. Prevalence of fascioliasis (liver flukes) infection in cattle and buffaloes slaughtered at the municipal abattoir of El-Kharga, Egypt. Vet. World. 10:914–917.

Esclaire, F., J. C. Audousset, D. Rondelaud, and G. Dreyfuss. 1989. Les metacercaires flottantes de Fasciola hepatica L. A propos de quelques observations sur leur structure et leurs variations numériques au cours d'une infestation expérimentale chez Lymnaea truncatula Muller. Bulletin de la Société Française de Parasitologie 7:225–228.

Esteban, J. G., A. Flores, C. Aguirre, W. Strauss, R. Angles, and S. Mas-Coma. 1997. Presence of very high prevalence and intensity of infection with Fasciola hepatica among Aymara children from the Northern Bolivian Altiplano. Acta Tropica. 66:1-14.

Estuningsih, E., T. Spithill, H. Raadsma, R. Law, G. Adiwinata, E. Meeusen, and D. Piedrafita. 2009. Development and Application of a Fecal Antigen Diagnostic Sandwich ELISA for Estimating Prevalence of *Fasciola gigantica* in Cattle in Central Java, Indonesia. J. Parasitol. 95:450-455.

Farag, H. F., and M. H. Sayad. 1995. Biomphalaria alexandrina naturally infected with *Fasciola gigantica* in Egypt. Tropical Medicine Hygien. 89: 36-43.

French, A. S., R. N. Zadoks, P. J. Skuce, G. Mitchell, D. K. Gordon-Gibbs, A. Craine, D. Shaw, S. W. Gibb, and M. A. Taggart. 2016. Prevalence of Liver Fluke (*Fasciola hepatica*) in Wild Red Deer (*Cervus elaphus*): Coproantigen ELISA Is a practicable alternative to faecal egg counting for surveillance in remote populations. .PLoS ONE. 11: 420-438.

Gorski, P., R .Niznikowski, E. Strzelec, D. Popielarczyk, A. Gajewska, and H. Wedrychowicz. 2004. Prevalence of protozoan and helminth internal parasite infections in goat and sheep flocks in Poland. Arch. Tierz. Dummerstorf. 47:43-49.

Graham, C. S., S. B. Brodie, and P. F. Weller. 2001. Imported Fasciola hepatica Infection in the United States and Treatment with Triclabendazole. Clinical Infectious Diseases. 33: 1-5.

Hamed, N., H. Hammami, S. Khaled, and D. Rondelaud. 2009. Natural infection of Fasciola hepatica (Trematoda: Fasciolidae) in Bulinus truncatus (Gastropoda: Planorbidae) in northern Tunisia. J Helminthol. 83: 271-273.

Hammami H., N. Hamed, and A. A. Yadia. 2007. Epidemmiological studies on *Fasciola hepatica* in Gafsa Oases (South West of Tunisia). Parasite. 14: 261-264.

Harris, R. E. and W. A. G. Charleston. 1976. The epidemiology of Fasciola hepatica infections in sheep on a Lymnaea columella habitat in the manawatu. N. Z. Vet. J. 24: 11-17.

Hegazi, A. G., K. N. A. Megeed, S. E. Hassan, M. M. Abdelaziz, N. I. Toaleb, E. E. Shanawany, and D. Aboelsoued. 2018. Comparative ovicidal activity of Moringa oleifera leaf extracts on Fasciola gigantica eggs. Vet. World. 11:215-220.

Hodgkinson, J. E., K. Cwiklinski, N. Beesley, C. Hartley, K. Allen, and D. J. L. Williams. Clonal amplification of Fasciola hepatica in Galba truncatula: within and between isolate variation of triclabendazole-susceptible and -resistant clones. Parasites & Vectors. 11: 363-371.

Hoglund, J., F. Dahlstrom, A. Engstrom, A. Hessle, E. Jakubek, T. Schnieder, C. Strube, and S. Sollenberg. 2010. Antibodies to major pasture borne helminth infections in bulk-tank milk samples from organic and nearby conventional dairy herds in south-central Sweden. Vet. Parasitol. 171: 293-299.

Hossain, M. M., S. Paul, M. M. Rahman, F. M. A. Hossain, M. T. Hossain, and M. R. Islam. 2011. Prevalence and Economic Significance of Caprine Fascioliasis at Sylhet District of Bangladesh. Pak. Vet. J. 31:113-116.

Howell, A., L. Mugisha, J. Davies, E. J. LaCourse, J. Claridge, D. J. L. Williams, L. Kelly-Hope, M. Betson, N. B. Kabatereine, and J. R. Stothard. 2012. Bovine fasciolosis at increasing altitudes: Parasitological and malacological sampling on the slopes of Mount Elgon, Uganda. Parasit. Vectors. 5:196.

Husen, S., S. Girma, J. Guye, M. Geleta, T. Habebie, M. Hussen, and M. Abdurahaman. 2017. Prevalence of Bovine Fasciolosis in Gechi District, Buno Bedelle Zone, South West Ethiopia. IJRSB. 5: 28-33.

Hussein, A. N. A., I. M. Hassan, and R. M A. Khalifa. 2010. Description of and eggs and larval stages of *Fasciola*, light and scanning electron microscopic studies. Res. J. Parasitol. 5:1-12.

Ibrahim, N. 2017. Fascioliasis: Systematic Review. Advan. Biol. Res. 11: 278-285.

Iglesias-Piñeiro, J., M. González-Warleta, J.A. Castro-Hermida, M. Córdoba, C. González-Lanza, Y. Manga-González, and M Mezo. 2016. Transmission of Calicophoron daubneyi and Fasciola hepatica in Galicia (Spain): Temporal follow-up in the intermediate and definitive hosts. Parasites & Vectors. 9: 610-623.

Imani-Baran A., M. Yakhchali, R.M. Viayeh, R. Paktarmani. 2012. Molecular study for detecting the prevalence of Fasciola gigantica in field-collected snails of Radix gedrosiana (Pulmonata: Lymnaeidae) in northwestern Iran. Vet. Parasitol. 189: 374-377.

Imani-Baran, A., M. Yakhchali, R.M. Viayeh, and R. Paktarmani. 2012. Molecular study for detecting the prevalence of

Fasciola gigantica in field-collected snails of Radix gedrosiana (Pulmonata: Lymnaeidae) in northwestern Iran. Vet. Parasitol.189: 374-377.

Issia, L., S. Pietrokovsky, J. Sousa-Figueiredo. J. R. Stothard, and C. Wisnivesky-Collia. 2009. Fasciola hepatica infections in livestock flock, guanacos and coypus in two wildlife reserves in Argentina. Vet. Paraitol. 165: 341-344.

Iyaji, F.O., C.A. Yaro, M.F. Peter, A.E.O. Abutu. 2018. Fasciola hepatica and Associated Parasite, Dicrocoelium dendriticum in Slaughter Houses in Anyigba, Kogi State, Nigeria Advances in Infectious Diseases. 8: 1-9.

Jaja, I.F., B. Mushonga, E. Green, and V. Muchenje. 2017. Seasonal prevalence, body condition score and risk factors of bovine fasciolosis in South Africa. Vet. Anim. Sci. 4: 1-7.

Jean-Richard, V., L. Crump, A.A. Abicho, N.B. Nare, H. Greter, J. Hattendorf, E. Schelling and J. Zinsstag. 2014. Prevalence of *Fasciola gigantica* infection in slaughtered animals in south-eastern Lake Chad area in relation to husbandry practices and seasonal water levels. BMC. Vet. Res. 10: 81-87.

Joan, N., M.J. Stephen, M. Bashir, J. Kiguli, P. Orikiriza, J. Bazira, H. Itabangi, and I.J. Stanley. 2015. Prevalence and Economic Impact of Bovine Fasciolosis at Kampala City Abattoir, Central Uganda. BMRJ. 7: 109-117.

Julieta, M. P.M. Farber, J.P. Pointier, C. Giudici, C. Wisnivesky and L. Prepelitchi. 2015. New record for Galba neotropica (Orbigny, 1835) in Argentina, with a detailed analysis of its morphology and molecular characteristics. J. Moll. Res. 35: 153-160.

Karim, M.R., M.S. Mahmud, and M.Giasuddin. 2015. Epidemiological study of bovine Fasciolosis: prevalence and risk factor assessment at Shahjadpur Upazila of Bangladesh. Immunology and Infectious Diseases Im. Inf. Dis. 3: 25-29.

Kaset, K., V. Eursitthichai, S. Vichasri-Grams, V. Viyanant, and R. Gramsa. 2010. Rapid identification of lymnaeid snails and their infection with Fasciola gigantica in Thailand. Exp. Parasitol. 126: 482-488.

Kelley, J.M., T.P. Elliott, T. Beddoe, G. Anderson, P. Skuce, and T.W. Spithill. 2016. Current Threat of Triclabendazole Resistance in Fasciola hepatica. Trends Parasitol. 32: 458-469.

Khoramian, H., M. Arbabi, M.M. Osqoi, M. Delavari, H. Hooshyar, and M. Asgari. 2014. Prevalence of ruminants fascioliasis and their economic effects in Kashan, center of Iran. Asian. Pac. J. Trop. Biomed. 4: 918-922.

Kim, H. Y., I. W. Choi, Y. R. Kim, J. H. Quan, H. A. Hassan, A. Ismail, G. H. Cha, S. J. Hong, and Y. H. Lee. 2014. *Fasciola hepatica* in Snails Collected from Water-Dropwort Fields using PCR. Korean J. Parasitol. 52: 645–652.

Kleiman, F., S. Pietrokovsky, W. L. Paraense, and C. Wisnivesky-Colli. 2004. Southernmost Finding of Lymnaea viatrix Orbigny, 1835 (Pulmonata: Lymnaeidae), Intermediate Host of *Fasciola hepatica* (Linnaeus, 1758) (Trematoda: Digenea), in Urban and Rural Areas of Patagonia, Argentina. Mem. Inst. Oswaldo. Cruz. 99: 23-24.

Kuerpick, B., T. Schnieder, and C. Strube. 2012. Seasonal pattern of Fasciola hepatica antibodies in dairy herds in

Northern Germany. Parasitol Res. 111: 1085–1092.

Lee C. G., S. K. Kim, and C. Y. Lee. 1994. Rapid growth of Lymnaea viridis, the intermediate host of Fasciola hepatica, under laboratory conditions. Vet. Parasitol. 51: 327-331.

Lim, J, H., E. Mairiang, and G. H. Ahn. 2007. Biliary parasitic diseases including clonorchiasis, opisthorchiasis and fascioliasis. Abdom. Imaging. 33: 157-165.

Liu, Y., F. Li, W. Liu, R. S. Dai, Y. M. Tan, D. S. He, R. Q. Lin, and X. Q. Zhu. 2009. Prevalence of helminths in water buffaloes in Hunan Province, China. Trop. Anim. Health. Prod. 41: 543–546.

Loeurng, V. 2016. Challenge and Prevalence of Fasciolosis in Cattle in Pursat Province, Cambodia. IJERD. 7: 70-76.

Lowther, J., M. W. Robinson, S. M. Donnelly, W. Xu, C.M. Stack, J. M. Matthews, and J. P. Dalton. 2009. The Importance of pH in regulating the function of the Fasciola hepatica Cathepsin L1 Cysteine Protease. PLOS Neglected Tropical Diseases. 3: 369-380.

Lukambagire, A. H. S., D. N. Mchaile, and M. Nyindo. 2015. Diagnosis of human fascioliasis in Arusha region, northern Tanzania by microscopy and clinical manifestations in patients. BMC. Infect. Dis. 15: 578-585.

Magaji, A. A., K. Ibrahim, M. D. Salihu, M. A. Saulawa, A. A. Mohammed, and A. I. Musawa. 2014. Prevalence of Fascioliasis in cattle slaughtered in Sokoto Metropolitan Abattoir, Sokoto, Nigeria. Advances in Epidemiology. 2014: 1-5.

Manga-Gonzalez Y., C. Gonzalez-Lanza, and C. B. Otero-Merino. 1991. Natural infection of Lymnaea truncatula by the liver fluke Fasciola hepatica in the Porma Basin, Leon, NW Spain. 65:5-27.

Marcos, L., A. Terashima, G. Leguia, M. Canales, J. R. Espinoza, and E. Gotuzzo. 2007. Fasciola hepatica infection in Peru: an emergent disease. Rev. Gastroenterol. Peru. 27: 389-396.

Mas-Coma, M. S., J. G. Esteban, and M. D. Bargues. 1999. Epidemiology of human fascioliasis: a review and proposed new classification. Bull World Health Organ. 77: 340–346.

Mas-Coma, S., I. R. Funatsu, and M. D. Bargues. 2001. Fasciola hepatica and lymnaeid snails occurring at very high altitude in South America. Parasitol. 123:115-127.

Mas-Coma, S., M. D. Bargues, and M. A. Valero. 2005. Fascioliasis and other plant-borne trematode zoonoses. Int. J. Parasitol. 35: 1255–1278.

Mas-Coma, S., M. A. Valero, M. D. Bargues, D. Rollinson, S. I. Hay. 2009. Fasciola, lymnaeids and human fascioliasis, with a global overview on disease transmission, epidemiology, evolutionary genetics, molecular epidemiology and control. Adv Parasitol. 69:41–146.

Mas-Coma, S., M. D. Bargues, and M. A. Valero. 2018. Human fascioliasis infection sources, their diversity, incidence factors, analytical methods and prevention measures. Parasitol. 145:1665-1699.

Martínez-Valladares, M., D. Robles-Perez, J. M. Martinez-Perez, C. Cordero-Perez, M.R. Famularo, N. Fernandez-Pato, C. Gonzalez-Lanza, L. Castanon-Ordonez, and F. A. Rojo-Vazquez. 2013. Prevalence of gastrointestinal nematodes and Fasciola hepatica in sheep in the northwest of Spain: relation to climatic conditions and/or man-made

environmental modifications. Parasit. Vector. 6:282.

Mehmood, K., H. Zhang, A.J. Sabir, R. Z. Abbas, M. Ijaz, A. Z. Durrani, M. H. Saleem, M. U. Rehman, M. K. Iqbal, Y. Wang, H. I. Ahmad., T. Abbas, R. Hussain, M. T. Ghori., S. Ali, A. U. Khan, and J. Li. 2017. A review on epidemiology, global prevalence and economical losses of fasciolosis in ruminants. Microbial Pathogenesis. 109:253-262.

Molloy, J. B., and G. R. Anderson. 2006. The distribution of Fasciola hepatica in Queensland, Australia, and the potential impact of introduced snail intermediate hosts. Vet. Parasitol. 137:62-66.

Morel, A. M., and S. N. Mahato. 1987. Epidemiology of fascioliasis in the Koshi hills of Nepal. Trop Anim. Health. Prod. 19: 33-38.

Moussouni, L., M. Benhanifia, M. Saidi, and A. Ayad. 2018. Prevalence of Gastrointestinal Parasitism Infections in Cattle of Bass Kabylie Area: Case of Bejaia Province, Algeria. Mac. Vet. Rev. 41: 73-82.

Mucheka, V. T., J. M. Lamb, D. M. Pfukenyi, and S. Mukaratirwa. 2015. DNA sequence analyses reveal co-occurrence of novel haplotypes of Fasciola gigantica with *F. hepatica* in South Africa and Zimbabwe. Vet. Parasitol. 214: 144-151.

Mungube, E. O., S.M. Bauni, B.A. Tenhagen, L.W. Wamae, J.M. Nginyi, and J.M. Mugambi. The prevalence and economic significance of Fasciola gigantica and Stilesia hepatica in slaughtered animals in the semi-arid coastal Kenya. Trop. Anim. Health. Prod. 38: 475-483.

Munguia-Xochihua, J. A., F. Ibarra-Velarde, A. Ducoing-Watty, N. Montenegro-Cristino, and H. Quiroz-Romero. 2007. Prevalence of *Fasciola hepatica* (ELISA and fecal analysis) in ruminants from a semi-desert area in the northwest of Mexico. Parasitol. Res. 101:127–130.

Mwabonimana, M. F., A. A. Kassuku, H. A. Ngowi, L. S. B. Mellau, H. E. Nonga, and E. D. Karimuribo. 2009. Prevalence and economic significance of bovine fasciolosis in slaughtered cattle at Arusha abattoir, Tanzania. Tanz. Vet. J. 26: 68-74.

Mzembe, S. A. T., and M. A. Chaudry. 1979. The epidemiology of fascioliasis in Malawi: I. the epidemiology in the intermediate host. Trop. Anim. Health. Prod. 11: 246-250.

Nguyena, T. G. T., T, H. Leb, T. H. T. Daoa, T, L. H. Tranc, N. Praet, N. Speybroeck, J. Vercruysse, and P. Dorny. 2011. Bovine fasciolosis in the human fasciolosis hyperendemic Binh Dinh province in Central Vietnam. Acta. Tropica. 117:19-22.

Nguyen, S. T., D. T. Nguyen, T. V. Nguyen, V. V. Huynh, D. Q. Le, Y. Fukuda, and Y. Nakai. 2012. Prevalence of Fasciola in cattle and of its intermediate host Lymnaea snails in central Vietnam. Trop. Anim. Health. Prod. 44: 1847–1853.

Nguyen, N. T., T. C. Le, M. D. Vo, H. V. Cao, L. T. Nguyen, K. T. Ho, Q. N. Nguyen, V. Q. Tran, and Y. Matsumoto. 2017. High prevence of cattle fascioliasis in coastal areas of Thua Thien Hue province, Vietnam. J. Vet. Med. Sci. 6: 1035-1042.

Nyindo, M., and A.H. Lukambagire. 2015. Fascioliasis: An Ongoing Zoonotic Trematode Infection. Bio. Med. Res. Int. 2015: 1-8.

Novobilský, A., and J. Hoglund. 2015. First report of closantel treatment failure against *Fasciola hepatica* in cattle. Int. J. Parasitol. Drugs. Drug.Resist. 5: 172-177.

Novobilsky, A., N. A. Solis., M. Skarin, and J. Hoglund. 2016. Assessment of flukicide efficacy against *Fasciola hepatica* in sheep in Sweden in the absence of a standardised test. Int. J. Parasitol. Drugs. Drug.Resist. 6: 141-147.

Olsen, A., K. Frankena, R. Bødker, N. Toft, S.M. Thamsborg, H.L. Enemark, and T. Halasa. 2015. Prevalence, risk factors and spatial analysis of liver fluke infections in Danish cattle herds. Parasit. Vectors. 8:160-169.

Pandey, V.S. 1983. Observations on *Fasciola hepatica* in donkeys from Morocco. Ann. Trop. Med. Parasitol. 77:159-162.

Pfukenyi, D. M., and S. Mukaratirwa. 2004. A retrospective study of the prevalence and seasonal variation of *Fasciola gigantica* in cattle slaughtered in the major abattoirs of Zimbabwe between 1990 and 1999. J. Vet. Res. 71:181-7.

Phiri, A. M., I. K. Phiri, C. S. Sikasunge, and J. Monrad. 2005. Prevalence of fasciolosis in Zambian cattle observed at selected abattoirs with emphasis on age, sex and origin. J. Vet. Med. B. Infect. Dis. Vet. Public. Health. 52: 414-416.

Phalee, A., C. Wongsawad – Asian. 2014. Prevalence of infection and molecular confirmation by using ITS-2 region of Fasciola gigantica found in domestic cattle from Chiang Mai province, Thailand. Asian. Pac. J. Trop. Med. 7: 207-211.

Pinzon, E. G., J. P. Cardenas, S. A. Marin, and S. L. Villalba. Prevalence of bovine Fasciolosis in a zone of Caldas Colombia with evidences of the disease. rev.udcaactual.divulg.cient. 19: 139-148.

Phomhaksa, S., C. Thamrongyoswittayakul, A. Chanlun, S. Chanlun, N. Somphol, C. Yeanpet. 2012. Prevalence of *Fasciola gigantica* Infestation in Beef Cattle at Nongduang Slaughterhouse in Vientiane Capital of Lao People's Democratic Republic Using an iELISA Approach. KKU. Vet. J. 22:155-166.

Rapsch, C., G. Schweizer, F. Grimm, L. Kohler, C. Bauer, P. Deplazes, U. Braun and P. R. Torgerson. 2006. Estimating the true prevalence of Fasciola hepatica in cattle slaughtered in Switzerland in the absence of an absolute diagnostic test. Int. J. Parasitol. 36: 1153-1158.

Rinaldi, L., V. Musella, V. Veneziano, R. U. Condoleo, and G. Cringoli. 2009. Helmintic infections in water buffaloes on Italian farms: a spatial analysis. Geospat. Health. 3: 233-239.

Roberts, J.A. and Suhardono. 1996. Approaches to the control of fasciolosis in ruminants. Int. J. Parasitol. 26:971-81.

Rondelaud, D., P. Vignoles, M. Abrous, and G. Dreyfuss. 2001. The definitive and intermediate hosts of *Fasciola hepatica* in the natural watercress beds in central France. Parasitol Res. 87: 475-478.

Rondelaud, D., P. Vignoles, C. Vareille-Morel, and M. Abrous. 2004. *Fasciola hepatica* and Paramphistomum daubneyi: field observations on the transport and outcome of floating metacercariae in running water. J. Helminthol. 78: 173-177.

Sah, R. P., H. K. Prasai, J. Shrestha, M. H. Talukder, A. A. Rahman., and R. B. Sah. 2018. Seasonal and altitudinal prevalence of Fascioliasis in buffalo in

Eastern Nepal. J. Nep. Agri. Res. Coun. 4: 48-53.

Sah, R., S. Khadka, P.J. Lakhey, S. Pradhan, N.P. Shah, Y.P. Singh, and S. Mas-Coma. 2018. Human case of *Fasciola gigantica*-like infection, review of human fascioliasis reports in Nepal, and epidemiological analysis within the South Central Asia. Acta. Parasitologica. 63: 435-443.

Saijuntha, W., C. Tantrawatpan, T. Agatsuma, C. Wang, P. M. Intapane, W. Maleewong, T. N. Petney. 2018. Revealing genetic hybridization and DNA recombination of *Fasciola hepatica* and *Fasciola gigantica* in nuclear introns of the hybrid Fasciola flukes. Mol. Biochem. Parasitol. 223: 31-36.

Salimi-Bejestani, M. R., R. G. Daniel, S. M. Felstead, P. J. Cripps, H. Mahmoody, and D. J. L. Williams. 2005. Prevalence of Fasciola hepatica in dairy herds in England and Wales measured with an ELISA applied to bulk-tank milk. Vet. Rec. 156: 729-731.

Salzer, H. J. F., and S. Schmiedel. 2015. *Fasciola hepatica* in a German Traveler Returning from Thailand. J. Travel. Medicine. 5:1309-1312.

Sanchez-Andrade, R., A. Paz-Silva, J. Suarez, R. Panadero, P. Diez-Banos, and P. Morrondo. 2000. Use of a sandwich-enzyme-linked immunosorbent assay (SEA) for the diagnosis of natural *Fasciola hepatica* infection in cattle from Galicia (NW Spain). Vet. Parasitol. 93: 39-46.

Sarkari, B., N. Ghobakhloo, A. A. Moshfea, and O. Eilami. 2012. Seroprevalence of human Fasciolosis in a New-Emerging focus of Fasciolosis in Yasuj District, Southwest of Iran. Iran. J. Parasitol. 7:15-20.

Shafiei, R., B. Sarkari, S. B. Sadjjadi, G. R. Mowlavi, and A. Moshfe. 2014. Morphological Characterization of *Fasciola* spp. Isolated from Different Host Species in a Newly Emerging Focus of Human Fascioliasis in Iran. Vet. Med. Int. 2014: 1-10.

Silva, E. P., C. C. Freitas, L. V. Dutra, and M. B. Molento. 2016. Assessing the risk of bovine fasciolosis using linear regression analysis for the state of Rio Grande do Sul, Brazil. 217: 7-13.

Slifko, T. R., H. V. Smith, and B. Rosea. 2000. Emerging parasite zoonoses associated with water and food. Int. J. Parasitol. 30:1379-1393.

Sobhorn, P., S. Anantavara, T. Dangprasert, V. Viyanant, D. Krailas, E.S. Upatham, C. Wanichanon, and T. Kusamran. 1998. *Fasciola gigantica*: studies of the tegument as a basis for the developments of immunodiagnosis and vaccine. South. East. Asian. J. Trop. Med. Public. Health. 29: 387-400.

Soliman, M. F. M. 2008. Epidemiological review of human and animal fascioliasis in Egypt. J. Infect. Dev. Ctries. 2:182-189.

Souza, C.P., K. G. Magalhaes, L. K. J. Passos, G. C. P. Santos, F. Ribeiro, and N. Katz. 2002. Aspects of the Maintenance of the Life Cycle of *Fasciola hepatica* in Lymnaea columella in Minas Gerais, Brazil. Mem. Inst. Oswaldo. Cruz. 97: 407-410.

Srihakim, S., and M. Pholpark. 1991. Problem of fascioliasis in animal husbandry in Thailand. Med Assoc. 40:352-355.

Srimuzipo, P., C. Komalamisra, W. Choocho, A. Jitpakdi, P. Vanichthanakom, P. Keha, D. Riyong, K. Sukontasan, N. Komalamisra, K. Sukontasan, and P. Tippawangkosol.

2000. Comparative morphometry, morphology of egg and adult surface topography under light and scanning electron microscopies, and metaphase karyotype among three size-races of fasciola gigantica in Thailand. Southeast Asian J. Trop. Med. Public Health. 31: 366-371.

Tasawar, Z., U. Munir, C. S. Hayat, and M. H. Lashari. 2007. Prevalence of *Fasciola hepatica* in goats around Multan. Pakistan Vet. J. 27: 5-7.

Tikuye, S. 2017. Study on prevalence ruminant Fasciolosis and its associated risk factor Kombolcha North East Ethiopia. J. Vet. Sci. Technol. 8:4.

Tsega, M., S. Dereso, and A. Getu. 2015. A review on ruminant Fasciolosis. Open Access Library Journal. 2: 1655-1652.

Tum, S., M. L. Puotinen, and D. B Copeman. 2004. .A geographic information systems model for mapping risk of fasciolosis in cattle and buffaloes in Cambodia. Vet. Parasitol. 122: 141-149.

Ullah, I., M. F. Nisar, A. A. K. Jadoon, and S. Tabassum. 2016. Prevalence of *Fasciola hepatica* in domesticatedcattle of district Karak, Khyber Pakhtunkhwa, Pakistan. Asian J. Anim. Sci. 10: 85-91.

Walker, S. M., A. E. Makundi, F. V. Namuba, A. A., and Kassuku. 2008. The distribution of Fasciola hepatica, and *Fasciola gigantica* within southern Tanzania – constraints associated with the intermediate host. Parasitology. 135: 495-503.

Wamae, L. W., J. O. Ongare, M. A. K. Ihiga, and M. Mahaga. 1990. Epidemiology of fasciolosis on a ranch in the central rift valley, Kenya. Trop. Anim. Health. Prod. 22: 132-134.

Yakhchali, M., R. Malekzadeh-viayeh, A. Imani-baran, and K. Mardani. 2015. Morphological and molecular discrimination of Fasciola species isolated from domestic ruminants of Urmia city, Iran. Iran. J. Parasitol. 10:46-55.

Yatswako, S., and N. B. Alhaji. 2017. Survey of bovine fasciolosis burdens in trade cattle slaughtered at abattoirs in North-central Nigeria: The associated predisposing factors and economic implication. Parasite. Epidemiol. Control. 2: 30–39.

Yildirim, A., A. Ica, O. Duzlu, and A. Inci. 2007. Prevalence and risk factors associated with *Fasciola hepatica* in cattle from Kayseri province, Turkey. Revue Med. Vet. 158: 613-617.

Yilma, J. M., A. Mesfin. 2000. Dry season bovine fasciolosis in Northwestern part of Ethiopia. Revue Med. Vet. 151: 493-500.

Youn, H. 2009. Review of Zoonotic Parasites in Medical and Veterinary Fields in the Republic of Korea. Korean. J. Parasitol. 47: S133-S141.