บทความ: “ปรอทและจุลินทรีย์” บทบาทของจุลินทรีย์ในการขับเคลื่อนวัฏจักรทางชีวธรณีเคมีของปรอทในสิ่งแวดล้อม

ปกฉัตร ชูติวิศุทธิ์

สถาบันวิจัยสภาวะแวดล้อม จุฬาลงกรณ์มหาวิทยาลัย

E-mail: Pokchat.C@chula.ac.th

การอ้างอิง: ปกฉัตร ชูติวิศุทธิ์. (2563). “ปรอทและจุลินทรีย์” บทบาทของจุลินทรีย์ในการขับเคลื่อนวัฏจักรทางชีวธรณีเคมีของปรอทในสิ่งแวดล้อม. วารสารสิ่งแวดล้อม, ปีที่ 24 (ฉบับที่ 2).

บทนำ

ปรอท คือธาตุโลหะหนักที่มีความเป็นพิษต่อสิ่งมีชีวิต และเป็นหนึ่งในสารมลพิษที่มีการกระจายตัวปนเปื้อนในสิ่งแวดล้อมจากกิจกรรมในภาคอุตสาหกรรม เช่น การทำเหมืองทอง การเผาถ่านหิน กระบวนการผลิตปูนซีเมนต์ กระบวนการผลิตเหล็กและโลหะ กระบวนการคลออัลคาไลน์เพื่อการผลิตคลอรีนและโซดาไฟ กระบวนการกลั่นน้ำมัน รวมถึงการใช้ปรอทในผลิตภัณฑ์ต่าง ๆ เช่น หลอดฟลูออเรสเซนต์ แบตเตอรี่ และวัสดุที่ใช้ในการอุดฟัน (อ้างอิงข้อมูลจาก https://www.epa.gov/international-cooperation/mercury-emissions-global-context#types) โดยปรอทในรูปใด ๆ ก็ตามสามารถก่อความเป็นพิษต่อสิ่งมีชีวิต โดยเฉพาะปรอทอินทรีย์ที่มักพบในรูปของเมทิลเมอร์คิวรี่ (Methylmercury) ซึ่งเป็นสารที่มีพิษต่อระบบประสาท (อ้างอิงจาก Committee on the Toxicological Effects of Methylmercury, 2000) และนับเป็นปรอทที่มีความเป็นพิษมากที่สุดเมื่อเทียบกับปรอทในรูปอื่น ๆ เนื่องจากมีความสามารถในการละลายในไขมันและสามารถจับกับโปรตีนในเซลล์ จึงถูกขับออกจากร่างกายได้ยากและสามารถสะสมได้เป็นปริมาณมาก ทั้งยังก่อความเป็นพิษได้ที่ความเข้มข้นซึ่งต่ำกว่าปรอทอนินทรีย์มาก (Boening, 2000; Fitzgerald and Clarkson, 1991)

อย่างไรก็ตาม เนื่องจากปรอทเป็นธาตุตามธรรมชาติที่พบได้ในเปลือกโลก การกระจายตัวของปรอทในสิ่งแวดล้อมจึงสามารถเกิดขึ้นได้จากปรากฏการณ์ทางธรรมชาติด้วยเช่นกัน เช่น จากการปะทุของภูเขาไฟ การพังทลายของดิน วัฏจักรทางอุทกวิทยา และจากไฟป่า (Dash and Das, 2012) โดยปรอทที่พบในเปลือกโลกจะมีความเข้มข้นอยู่ที่ประมาณ 21 ส่วนในพันล้านส่วน ในเปลือกโลกชั้นล่าง และประมาณ 56 ส่วนในพันล้านส่วน ในเปลือกโลกชั้นบน (Wedepohl, 1995) ซึ่งกรมควบคุมมลพิษได้กำหนดมาตรฐานคุณภาพดินที่ใช้ประโยชน์เพื่อการอยู่อาศัยและเกษตรกรรม ว่าสามารถมีปรอทและสารประกอบปรอทได้ไม่เกิน 23 ส่วนในล้านส่วน (อ้างอิงจาก

เว็บไซต์กรมควบคุมมลพิษ, http://www.pcd.go.th/info_serv/reg_std_soil01.html) โดยปรอทที่พบในธรรมชาติ โดยทั่วไปจะอยู่ในรูปของธาตุปรอท (Hg^0) หรือในรูปของสารประกอบซัลไฟด์ประเภทซินนาบาร์ (Cinnabar) ซึ่งเป็นของแข็ง แร่ปรอทเหล่านี้มีความสามารถในการละลายน้ำต่ำ แต่ส่วนของปรอทที่ละลายออกมาได้จะสามารถอยู่ได้ทั้งในรูปประจุ +2, +1 และ 0 รวมทั้งสามารถจับกับไอออนและสารอินทรีย์อื่น ๆ ผ่านกระบวนการตามธรรมชาติหรือจากกิจกรรมของมนุษย์ (Barkay et al., 2003) และสามารถจะเคลื่อนย้ายถ่ายเทไปสู่สิ่งแวดล้อมได้ทั้งทางแหล่งน้ำ ดิน และในอากาศ

ซึ่งไอออนของปรอทที่มีประจุบวก จะสามารถจับกับไอออนอื่นที่มีประจุลบ เช่น ไฮดรอกไซด์ คลอไรด์ และซัลไฟด์ เกิดเป็นสารประกอบต่าง ๆ เช่น $Hg(OH)_2$, $HgCl_2$, $HgSO_4$ และ HgS ส่วนสารประกอบปรอทอินทรีย์มักพบในรูปของโมโนเมทิลเมอร์คิวรี่ (CH_3Hg^+) และไดเมทิลเมอร์คิวรี่ ($(CH_3)_2Hg$) ซึ่งสารอินทรีย์ปรอทเหล่านี้นอกจากจะมีความเป็นพิษสูง ยังมีความสามารถในการเคลื่อนที่ในสิ่งแวดล้อมและสามารถสะสมได้ในสิ่งมีชีวิต (Bioaccumulation) โดยการสะสมจะยิ่งเพิ่มปริมาณมากขึ้นในสิ่งมีชีวิตที่อยู่ด้านบนของห่วงโซ่อาหาร ผ่านการถ่ายเทสารมลพิษเป็นทอด ๆ ภายในห่วงโซ่ (Biomagnification) นอกจากนี้ ไอออนของปรอทยังสามารถจับได้กับอนุภาคและสารอินทรีย์ละลายน้ำ (Dissolved organic matter) ซึ่งการจับตัวของปรอทกับสารเหล่านี้ออกมาเป็นปรอทสปีชี่ส์ต่าง ๆ (Mercury speciation) เป็นปัจจัยที่มีผลอย่างมากต่อการหมุนเวียนวัฏจักรของปรอทในธรรมชาติ ทั้งในแง่ของปรอทที่จะถูกจับไว้ภายในระบบนิเวศและในแง่ของการขับเคลื่อนปรอทออกไปยังสิ่งแวดล้อมอื่น ๆ (Skyllberg, 2012)

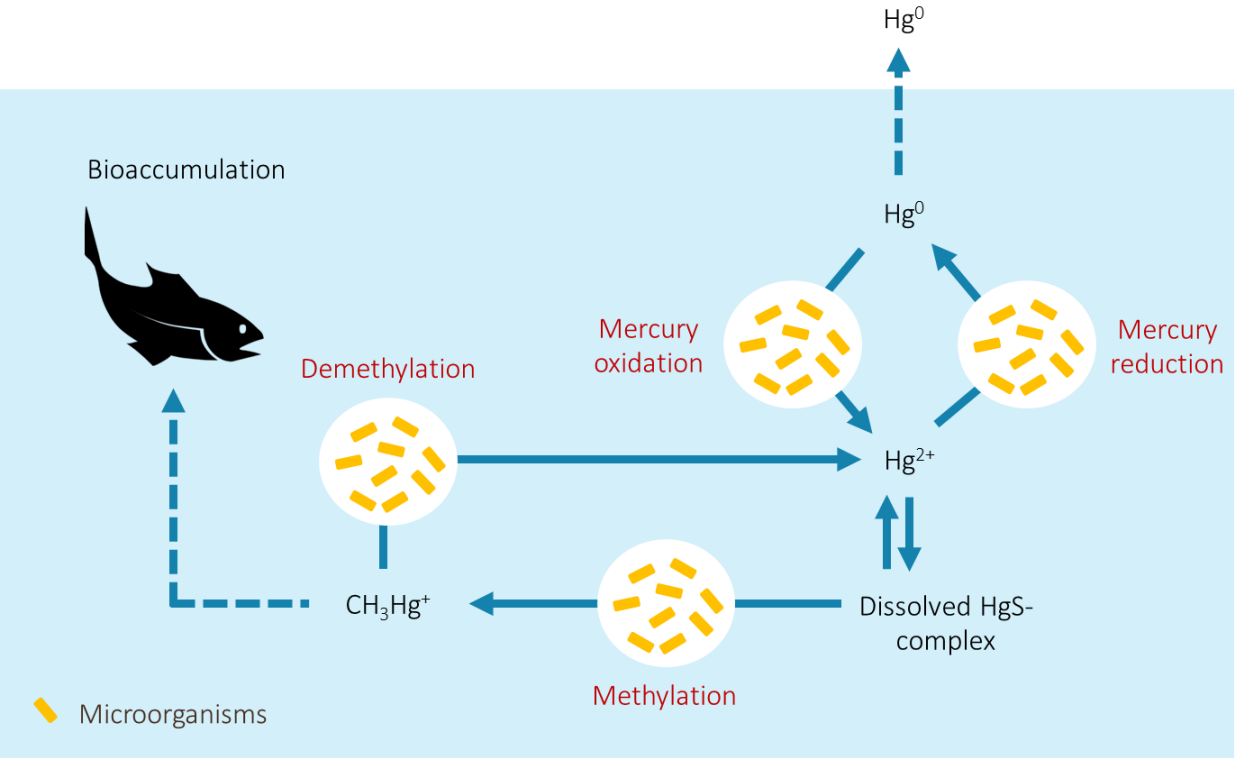
โรค “มินามาตะ” บทเรียนการปนเปื้อนของปรอทจากอดีต

การปนเปื้อนของเมทิลเมอร์คิวรี่ในสิ่งแวดล้อม เคยสร้างปรากฏการณ์ก่อโรค “มินามาตะ” ในมนุษย์ โดยเหตุการณ์นี้ถูกค้นพบที่เมืองมินามาตะ ประเทศญี่ปุ่น ในปี ค.ศ.1956 หลังจากพบว่ามีผู้คนล้มป่วยเป็นจำนวนมากจากการได้รับเมทิลเมอร์คิวรี่เข้าสู่ร่างกาย ผ่านการบริโภคอาหารทะเลที่ได้จากอ่าวมินามาตะ ซึ่งมีปริมาณปรอทสะสมอยู่ในช่วง 5-35 ส่วนในล้านส่วน โดยเกิดจากการปล่อยน้ำเสียของโรงงานสารเคมีขนาดใหญ่ในพื้นที่ จนทำให้พบปริมาณปรอทสะสมในเส้นผมของผู้คนที่อาศัยในบริเวณนั้นสูงถึง 700 ส่วนในล้านส่วน (Harada, 1995) ซึ่งนับเป็นความเข้มข้นที่สูงมากเมื่อเทียบกับเส้นผมของคนทั่วไปที่จะพบปรอทได้เพียง 2 ส่วนในล้านส่วน (Hong et al., 2012) การสะสมของปรอทในสิ่งมีชีวิตก่อให้เกิดความผิดปกติในการรับความรู้สึก เกิดภาวะกล้ามเนื้อเสียสหการ มีอาการเซ มือสั่น ลิ้นแข็ง พูดไม่ชัด รวมถึงเกิดปัญหาด้านการมองเห็นและการได้ยิน เหตุการณ์นี้นำมาซึ่งการตื่นตัวต่อประเด็นการปนเปื้อนเมทิลเมอร์คิวรี่ในสิ่งแวดล้อม ซึ่งการปนเปื้อนสามารถเกิดขึ้นได้ทั้งจากการทิ้ง

ปรอทในรูปเมทิลเมอร์คิวรี่โดยตรงผ่านกิจกรรมของมนุษย์ หรือจากการที่ปรอทอื่น ๆ ถูกเปลี่ยนรูปเป็นเมทิลเมอร์คิวรี่ผ่านกระบวนการทางชีวธรณีเคมีในวัฏจักรทางธรรมชาติ

วัฏจักรชีวธรณีเคมีของปรอท ผ่าน 4 กระบวนการหลักของจุลินทรีย์

การเปลี่ยนรูปของปรอท เป็นกระบวนการที่เกิดขึ้นหมุนเวียนเป็นวัฏจักร หรือที่เรียกกันว่าวัฏจักรชีวธรณีเคมี (Biogeochemical cycle) ที่เกิดจากปฏิกิริยาทั้งทางชีววิทยา ธรณีวิทยา และทางเคมีที่มีต่อธาตุ ๆ หนึ่ง ส่งผลให้เกิดการเปลี่ยนรูปฟอร์มและเกิดการเคลื่อนที่ของธาตุนั้นในสิ่งแวดล้อม โดยวัฏจักรชีวธรณีเคมีของธาตุหลักต่าง ๆ (เช่น คาร์บอน ไนโตรเจน ซัลเฟอร์) ล้วนมีกิจกรรมทางชีววิทยาซึ่งขับเคลื่อนโดยสิ่งมีชีวิตขนาดเล็กจำพวกจุลินทรีย์เข้ามาเกี่ยวข้อง และนับเป็นสิ่งมีชีวิตหลักที่มีบทบาทในการหมุนเวียนธาตุ ให้เกิดการเปลี่ยนรูปผ่านการเปลี่ยนสถานะรีดอกซ์ (Redox state) และการเปลี่ยนรูประหว่างสารอินทรีย์และสารอนินทรีย์ การเปลี่ยนรูปนี้ทำให้คุณสมบัติทางฟิสิกส์และเคมีของธาตุนั้น ๆ เปลี่ยนแปลงไป ก่อให้เกิดการเคลื่อนที่ของธาตุระหว่างตัวกลางในธรรมชาติ อันได้แก่ ดิน น้ำ อากาศ และสิ่งมีชีวิต แม้แต่โลหะหนักที่มีความเป็นพิษอย่างปรอท ก็มีการขับเคลื่อนวัฏจักรชีวธรณีเคมีผ่านทางจุลินทรีย์เช่นเดียวกัน โดยกระบวนการหลักที่มีจุลินทรีย์เข้ามาเกี่ยวข้องในการเปลี่ยนรูปปรอท แสดงไว้ดังรูปที่ 1



รูปที่ 1 วัฏจักรชีวธรณีเคมีของปรอท ผ่านการขับเคลื่อนโดยกระบวนการต่าง ๆ ของจุลินทรีย์

กระบวนการทางชีวธรณีเคมีของปรอทที่ขับเคลื่อนโดยจุลินทรีย์ สามารถออกแบ่งได้เป็น 4 กระบวนการหลัก ได้แก่ 1) กระบวนการเปลี่ยนรูปไอออนของปรอท (Hg^{2+}) เป็นรูปปรอทไม่มีประจุ (Hg^0) หรือเมอร์คิวรี่รีดักชัน (Mercury reduction) 2) กระบวนการเปลี่ยนรูป Hg^{2+} เป็นเมทิลเมอร์คิวรี่ หรือเมทิลเลชัน (Methylation) 3) กระบวนการเปลี่ยนรูปเมทิลเมอร์คิวรี่เป็น Hg^{2+} หรือดีเมทิลเลชัน (Demethylation) และ 4) กระบวนการเปลี่ยนรูป Hg^0 เป็น Hg^{2+} หรือเมอร์คิวรี่ออกซิเดชัน (Mercury oxidation) โดยกระบวนการเหล่านี้ต่างถูกขับเคลื่อนโดยวิถีเมแทบอลิซึม (Metabolic pathway) เฉพาะ กล่าวคือแต่ละกระบวนการมีเอนไซม์ซึ่งใช้ในการเร่งปฏิกิริยาที่แตกต่างกัน

กระบวนการเมอร์คิวรี่รีดักชัน

ในพื้นที่ที่มีการสะสมตัวของปรอท มักพบจุลินทรีย์ที่สามารถเร่งปฏิกิริยาเมอร์คิวรี่รีดักชัน ผ่านกลไกการป้องกันตัวเองจากพิษปรอทของจุลินทรีย์ ซึ่งขับเคลื่อนโดยกลุ่มยีน *mer* ที่ประกอบไปด้วยยีนหลักคือ *merA* ที่มีหน้าที่ในการสร้างเอนไซม์ Mercuric reductase ซึ่งจะเปลี่ยน Hg^{2+} ที่มีความไวต่อการเกิดปฏิกิริยาและมีความสามารถในการละลายน้ำสูง ไปเป็น Hg^0 อะตอมเดี่ยวที่มีความเสถียรต่อการเกิดปฏิกิริยามากกว่า ทั้งมีความสามารถในการละลายน้ำต่ำและมีความดันไอสูง จึงเกิดการแพร่ออกจากเซลล์ได้ง่าย (Barkay et al., 2003) ปรอทในรูปนี้จึงมักหลุดจากแหล่งน้ำหรือตะกอนขึ้นไปสู่อากาศ และเป็นรูปของปรอทหลักที่พบเจอได้ในชั้นบรรยากาศ โดยพบว่าปฏิกิริยาทางชีวภาพที่เปลี่ยน Hg^{2+} ไปเป็น Hg^0 นี้เป็นกระบวนการสำคัญที่ทำให้เกิดการเคลื่อนที่ของปรอทระหว่างตัวกลางต่าง ๆ (Skyllberg, 2012)

ทั้งนี้ ปรอทในรูป Hg^0 ยังสามารถถ่ายเทไปยังส่วนอื่น ๆ ของโลกได้ทางอากาศ และกลับลงสู่พื้นดินได้ผ่านทางฝนและหิมะ ซึ่งเป็นเส้นทางหลักในการกระจายตัวของปรอทบนพื้นผิวโลก (Lalonde et al., 2002) โดยส่วนใหญ่ปรอทในฝนและหิมะจะอยู่ในรูปของ Hg^{2+} นอกจากนี้ จุลินทรีย์ที่อาศัยอยู่ในชั้นบรรยากาศ (เช่น จุลินทรีย์ที่อาศัยอยู่ในระบบนิเวศของก้อนเมฆ ซึ่งมีความเข้มข้นอยู่ที่ประมาณ 10^2 - 10^5 เซลล์ต่อมิลลิลิตร (Amato, 2012)) ยังสามารถทำให้เกิดปฏิกิริยาเมอร์คิวรี่รีดักชัน ทำให้ปรอท Hg^{2+} กลับมาอยู่ในรูป Hg^0 จึงเป็นอีกหนึ่งวัฏจักรที่หมุนเวียนปรอทในชั้นบรรยากาศ และป้องกันไม่ให้ปรอทส่วนหนึ่งตกกลับลงสู่พื้นผิวโลก

นอกจากยีน *merA* แล้ว ในจุลินทรีย์ที่สามารถปกป้องตัวเองจากปรอทได้เหล่านี้ยังมียีนอื่น ๆ ในกลุ่มยีน *mer* ได้แก่ ยีน *merT, merC, merP, merH, merF* และ *merE* ซึ่งเป็นยีนที่มีหน้าที่สร้างโปรตีนสำหรับนำปรอทเข้าสู่เซลล์ของจุลินทรีย์ และมียีน *merR* เป็นยีนที่คอยควบคุมการทำงานของยีนต่าง ๆ ในกลุ่ม *mer* รวมถึงยีน *merB* ซึ่งมีบทบาทสำคัญในการสร้างเอนไซม์ที่สามารถเปลี่ยนปรอทในรูปเมทิลเมอร์คิวรี่ให้กลับมาอยู่ในรูป Hg^{2+}

ที่สามารถจะถูกเปลี่ยนรูปต่อให้เป็น Hg^0 ได้โดยยีน *merA* (Barkay et al., 2003; Barkay et al., 2010; Dash and Das, 2012; Skyllberg, 2012)

จุลินทรีย์ที่มีกลไกต้านทานปรอทด้วยการเปลี่ยนรูปปรอทให้มีความเสถียรมากขึ้นนี้ เป็นจุลินทรีย์ที่พบเจอได้ทั้งในจุดที่เกิดการปนเปื้อนปรอทจากกิจกรรมของมนุษย์ รวมถึงพื้นที่ที่เกิดปรอทจากกิจกรรมความร้อนใต้พื้นผิวโลก เช่น ใต้ทะเลลึกและในน้ำพุร้อน อย่างไรก็ตาม พบว่าจุลินทรีย์ที่มียีน *merA* ส่วนใหญ่จัดอยู่ในกลุ่มที่ใช้ออกซิเจนในการหายใจ และใช้สารอินทรีย์คาร์บอนในการดำรงชีวิต (Aerobic heterotrophic microorganism) โดยมักไม่พบยีนนี้ในจุลินทรีย์ที่ดำรงชีวิตแบบไร้อากาศ (Anaerobic microorganism) ซึ่ง Barkay et al. (2010) ได้ทำการวิเคราะห์ยีน *merA* ที่มีอยู่บนฐานข้อมูลจีโนมและลำดับนิวคลีโอไทด์ พบยีน *merA* ในจุลินทรีย์จำพวกอาร์เคีย (Archaea) ในไฟลัม Euryarcheota และ Crenarcheota โดยพบในออร์เดอร์ Thermoplasmatales และ Sulfolobales ตามลำดับ ซึ่งทั้งสองออร์เดอร์ของอาร์เคียนี้มักพบในระบบนิเวศน้ำพุร้อนที่มีความเป็นกรด (Dworkin et al., 2006) และเป็นกลุ่มอาร์เคียที่ใช้ออกซิเจนในการหายใจเป็นส่วนใหญ่

ในส่วนของแบคทีเรีย พบ *merA* ในไฟลัม Proteobacteria ทั้งในคลาส Alpha, Beta และ Gamma รวมถึงในไฟลัม Firmicutes และ Actinobacteria ซึ่งล้วนเป็นไฟลัมหลักของแบคทีเรีย รวมทั้งพบยีน *merA* ในไฟลัม Deinococcus/Thermus, Aquificae, Bacteriodetes, Chloroflexi, Nitrospirae และ Verrucomicrobia โดย Barkay et al. (2010) ได้ให้คำอธิบายไว้ว่ายีน *merA* นั้นจำกัดวงอยู่ในจุลินทรีย์ที่สามารถดำรงชีวิตภายใต้สภาวะแวดล้อมที่ปรอทจะอยู่ในรูป Hg^{2+} ซึ่งเป็นรูปของปรอทที่มีความไวต่อการเกิดปฏิกิริยา ส่งผลให้จุลินทรีย์ที่มีวิวัฒนาการในการต้านทานปรอท เป็นกลุ่มที่อาศัยอยู่ภายใต้สภาวะทางรีดอกซ์และค่าพีเอชที่ขับเคลื่อนให้ปรอทอยู่ในรูป Hg^{2+} เป็นหลัก ในขณะที่สภาวะแวดล้อมซึ่งขับเคลื่อนให้ปรอทอยู่ในรูปที่เสถียรกว่า เช่น Hg^0 หรือเมอร์คิวรี่ซัลไฟด์ (HgS) มักไม่พบจุลินทรีย์ที่มียีน *merA* จึงกล่าวได้ว่ารูปฟอร์มของปรอทเป็นปัจจัยหลักในการคัดเลือกจุลินทรีย์ที่มีความสามารถในการดำรงอยู่ภายใต้สภาวะนั้น ๆ

กระบวนการเมทิลเลชัน

นอกจากยีนกลุ่ม *mer* แล้ว ยีนที่นักวิจัยซึ่งศึกษากระบวนการชีวธรณีเคมีของปรอทให้ความสนใจกันมากคือกลุ่มยีนที่สามารถเปลี่ยนรูปของปรอทให้เป็นเมทิลเมอร์คิวรี่ได้ ซึ่งก็คือยีน *hgcA* และ *hgcB* โดยยีนทั้งสองตัวนี้ทำหน้าที่ร่วมกันในการสร้างเมทิลเมอร์คิวรี่จาก Hg^{2+} ภายในเซลล์ของจุลินทรีย์ โดยพบว่าจุลินทรีย์กลุ่มหลักในสิ่งแวดล้อมที่มีบทบาทในการสร้างเมทิลเมอร์คิวรี่อยู่ในกลุ่มแบคทีเรียที่ใช้ซัลเฟตในการหายใจ หรือที่เรียกว่าปฏิกิริยารีดักชัน (Sulfate-reducing bacteria) (Barkay et al., 2003; Skyllberg, 2012)

นอกจากนี้ ยังมีการค้นพบว่าแบคทีเรียที่ใช้ไอออนของเหล็กในการหายใจ (Iron-reducing bacteria) และจุลินทรีย์สร้างมีเทน (Methanogen) ก็มีบทบาทในการสร้างเมทิลเมอร์คิวรี่ในสิ่งแวดล้อมเช่นกัน (Bravo et al., 2018) โดยกลุ่มแบคทีเรียที่ใช้ซัลเฟตในการหายใจและสามารถสร้างเมทิลเมอร์คิวรี่ได้นั้นพบว่าอยู่ในคลาส Deltaproteobacteria ทั้งหมด (Widdel and Bak, 1992) อย่างไรก็ตาม การสร้างเมทิลเมอร์คิวรี่ไม่ใช่คุณสมบัติที่พบได้ในแบคทีเรียทุกตัวที่ใช้ซัลเฟตในการหายใจ (Benoit et al., 2003) เพียงแต่เป็นคุณสมบัติที่พบในแบคทีเรียหลายสปีชี่ส์ภายในกลุ่มนี้

ทั้งจุลินทรีย์ที่ใช้ซัลเฟต ไอออนของเหล็ก และกลุ่มสร้างมีเทน ล้วนเป็นจุลินทรีย์ที่เติบโตภายใต้สภาวะไร้อากาศ โดยในงานวิจัยที่ผ่านมาพบว่า รูปฟอร์มของปรอทในสภาวะไร้อากาศจะถูกควบคุมโดยปฏิกิริยาระหว่างไอออนของปรอทกับซัลไฟด์และสารอินทรีย์ธรรมชาติ (Natural organic matter) เป็นหลัก ซึ่งปฏิกิริยาเหล่านี้จะเป็นตัวกำหนดปริมาณปรอทที่ใช้ได้ในทางชีวภาพ (Bioavailability) โดยปรอทในรูป Hg^{2+} มีความสามารถสูงมากในการจับกับสารประกอบซัลไฟด์และธาตุหมู่ 7 (Halides) (Skyllberg, 2012) ส่วนในสารอินทรีย์ธรรมชาติ ปรอทจะสามารถจับกับหมู่ซัลฟ์ไฮดริล (Sulfhydryl functional groups) ซึ่งมีซัลเฟอร์เป็นองค์ประกอบ (Hsu-Kim et al., 2013)

โดยปฏิกิริยาเหล่านี้จะส่งผลให้เกิดสารประกอบปรอททั้งที่อยู่ในรูปละลายน้ำ ในรูปอนุภาคระดับนาโน (Nanoparticulate) และในรูปผลึกอนุภาค (Crystalline particle) ซึ่งการเปลี่ยนรูปฟอร์มของปรอทระหว่างสารประกอบต่าง ๆ และระหว่างสถานะละลายน้ำกับสถานะของแข็ง คือปัจจัยที่ส่งผลโดยตรงต่อปริมาณปรอทที่จุลินทรีย์จะนำไปใช้ได้ในระบบนิเวศนั้น ๆ กล่าวคือจุลินทรีย์จะสามารถใช้สารประกอบปรอทในรูปที่สามารถนำเข้าสู่เซลล์ได้ผ่านกลไกต่าง ๆ ของผนังเซลล์ และมักจะเป็นรูปฟอร์มที่ละลายในน้ำ นอกจากนี้ในงานวิจัยที่ผ่านมายังพบว่า อัตราการเกิดเมทิลเมอร์คิวรี่ในน้ำและในตะกอนไม่ได้ขึ้นอยู่กับความเข้มข้นของปรอทเสมอไป เนื่องจากมีการตั้งสมมุติฐานว่ามีปริมาณปรอทเพียงเล็กน้อยเท่านั้นที่อยู่ในรูปซึ่งจุลินทรีย์กลุ่มสร้างเมทิลเมอร์คิวรี่จะสามารถนำไปใช้ได้

อย่างไรก็ตาม รูปฟอร์มของปรอทที่จุลินทรีย์สามารถใช้ได้ภายใต้สภาวะไร้อากาศนั้น ยังไม่เป็นที่เข้าใจกันมากนัก มีการตั้งทฤษฎีว่าจุลินทรีย์สร้างเมทิลเมอร์คิวรี่สามารถนำปรอทเข้าสู่เซลล์ได้โดยการลำเลียงแบบไม่ใช้พลังงาน (Passive transport) ทำให้รูปฟอร์มหลักของปรอทที่สามารถเข้าสู่เซลล์ได้ด้วยวิธีนี้ คือสารประกอบปรอทขนาดเล็กที่ไม่มีประจุ เช่น $Hg(HS)_2^0$ และ HgS^0 ที่ละลายน้ำ (Hsu-Kim et al., 2013) รวมถึงทฤษฎีที่กล่าวว่าจุลินทรีย์สร้างเมทิลเมอร์คิวรี่ สามารถนำปรอทเข้าสู่เซลล์ด้วยการลำเลียงแบบใช้พลังงาน (Active transport) ซึ่งปรอทที่สามารถนำเข้าสู่เซลล์ได้ด้วยวิธีนี้ ได้แก่ปรอทที่จับกับหมู่ไทออล (Thiol group) ซึ่งเป็นสารประกอบ

อินทรีย์ซัลเฟอร์ที่ถูกสร้างได้โดยจุลินทรีย์ และสามารถสะสมเป็นปริมาณมากภายใต้สภาวะที่มีออกซิเจนต่ำหรือไร้ออกซิเจน (Adediran et al., 2019; Skyllberg, 2012)

โดยรูปของปรอทที่พบว่าจุลินทรีย์สามารถนำไปใช้ได้ดี คือปรอทที่จับกับไทออลซึ่งมีมวลขนาดเล็ก (Low molecular mass thiol) ในขณะที่อัตราการเกิดเมทิลเมอร์คิวรี่จะลดลงเมื่อปรอทอยู่ในรูปผลึกอนุภาคซัลไฟด์หรือจับอยู่กับหมู่ไทออลของสารอินทรีย์ขนาดใหญ่ (Manceau et al., 2015) รูปฟอร์มของปรอทและปัจจัยที่ควบคุมการนำปรอทเข้าสู่เซลล์ จึงเป็นกุญแจสำคัญที่ควบคุมการเกิดเมทิลเมอร์คิวรี่ภายใต้ระบบนิเวศแบบไร้อากาศ

จากการวิเคราะห์ฐานข้อมูลจีโนมและลำดับนิวคลีโอไทด์โดย McDaniel et al. (2019) พบว่าจุลินทรีย์สร้างเมทิลเมอร์คิวรี่ที่มีอยู่ในฐานข้อมูลปัจจุบัน ครึ่งหนึ่งจัดอยู่ในไฟลัม Deltaproteobacteria, Firmicutes, Euryarchaeota และ Bacteroidetes และโดยส่วนใหญ่เป็นแบคทีเรียที่ใช้ซัลเฟตในการหายใจ (ในคลาส Delta-proteobacteria) นอกจากนี้ยังมีจุลินทรีย์กลุ่มอื่น ๆ ซึ่งมีการค้นพบไม่นานมานี้ว่ามีบทบาทต่อการสร้างเมทิลเมอร์คิวรี่ในสิ่งแวดล้อมเช่นกัน ได้แก่ แบคทีเรียในไฟลัม Spirochaetes, Planctomycetes, Verrucomicrobia, Chlamydiae และ Lentisphaerae รวมถึงการค้นพบยีน *hgcA* ในแบคทีเรียกลุ่ม Nitrospirae, Chloroflexi, Elusimicrobia และ Actinobacteria ซึ่งไม่เคยมีการรายงานมาก่อนว่ามีจุลินทรีย์สร้างเมทิลเมอร์คิวรี่อยู่ภายในไฟลัม ดังนั้นจะเห็นได้ว่าการสร้างเมทิลเมอร์คิวรี่เป็นคุณสมบัติที่พบได้ในจุลินทรีย์หลากหลายชนิดนอกเหนือไปจากกลุ่มที่เป็นที่รู้จักกันดีอย่างแบคทีเรียที่ใช้ซัลเฟตในการหายใจ

กระบวนการดีเมทิลเลชัน

ปริมาณของเมทิลเมอร์คิวรี่ที่ตกค้างในสิ่งแวดล้อม เป็นผลระหว่างการทำงานของจุลินทรีย์สร้างเมทิลเมอร์คิวรี่กับจุลินทรีย์ที่สามารถทำให้เกิดดีเมทิลเลชัน หรือปฏิกิริยาที่เปลี่ยนเมทิลเมอร์คิวรี่กลับเป็น Hg^{2+} ซึ่งเกิดจากการทำงานของเอนไซม์ Organomercury lyase ที่สร้างขึ้นโดยยีน *merB* โดยยีนนี้จะพบได้ในแบคทีเรียไฟลัม Actinobacteria, Firmicutes และ Proteobacteria (Barkay et al., 2010) การทำงานของยีน *merB* จะช่วยลดการสะสมของเมทิลเมอร์คิวรี่ที่ถูกสร้างขึ้นในระบบนิเวศ อย่างไรก็ตาม ข้อมูลของยีน *merB* ในฐานข้อมูลจีโนมและลำดับนิวคลีโอไทด์ยังมีไม่มากนักเมื่อเทียบกับยีนอื่น ๆ ส่งผลให้องค์ความรู้เกี่ยวกับจุลินทรีย์ที่สามารถทำให้เกิดปฏิกิริยาดีเมทิลเลชันได้ยังมีอยู่จำกัดในปัจจุบัน

กระบวนการเมอร์คิวรี่ออกซิเดชัน

นอกจากกระบวนการต่าง ๆ ที่กล่าวมาข้างต้น ยังมีปฏิกิริยาเปลี่ยนรูปปรอทที่ขับเคลื่อนโดยจุลินทรีย์อีกกระบวนการหนึ่ง ซึ่งสามารถเปลี่ยนรูปปรอท Hg^0 กลับเป็น Hg^{2+} ได้ หรือที่เรียกว่าปฏิกิริยาเมอร์คิวรี่ออกซิเดชัน โดยเป็นปฏิกิริยาที่มีการศึกษาน้อยที่สุดเมื่อเทียบกับกระบวนการเปลี่ยนรูปปรอทอื่น ๆ แต่นับเป็นปฏิกิริยาที่มีความสำคัญในแง่ของการเพิ่มปริมาณ Hg^{2+} และลดปริมาณ Hg^0 ในระบบนิเวศ ซึ่ง Hg^{2+} จากปฏิกิริยานี้จะสามารถเวียนกลับเข้าสู่กระบวนการเมอร์คิวรี่รีดักชันหรือกระบวนการเมทิลเลชันได้ ทั้งนี้ขึ้นอยู่กับสภาวะแวดล้อมที่ Hg^{2+} อยู่ในขณะนั้น โดยเมอร์คิวรี่ออกซิเดชันเกิดจากการทำงานของเอนไซม์ Hydroperoxidases ที่สร้างขึ้นโดยยีน *katG* และ *katE* ซึ่งจากการศึกษาของ Smith et al. (1998) พบว่าแบคทีเรียที่พบได้ในดินที่อากาศเข้าถึงอย่าง *Streptomyces* และ *Bacillus* มีปฏิกิริยาการเปลี่ยน Hg^0 เป็น Hg^{2+} ในอัตราที่สูง แสดงให้เห็นถึงความสามารถในการเกิดเมอร์คิวรี่ออกซิเดชันในดิน อย่างไรก็ตาม พบว่าในจุลินทรีย์ที่มีกลไกต้านทานปรอท จะเกิดอัตราเมอร์คิวรี่ออกซิเดชันต่ำกว่าเมอร์คิวรี่รีดักชันอย่างน้อย 10 เท่า (Barkay et al., 2003) เมื่ออ้างอิงจากข้อมูลที่มีอยู่ในปัจจุบันจะเห็นได้ว่า โอกาสในการเปลี่ยน Hg^0 เป็น Hg^{2+} จะเกิดขึ้นได้น้อยกว่าปฏิกิริยาจาก Hg^{2+} เป็น Hg^0

กระบวนการทางชีวธรณีเคมีอื่น ๆ

นอกจากปฏิกิริยาทางชีวภาพแล้ว การเปลี่ยนรูปของปรอทยังสามารถเกิดขึ้นได้ผ่านปฏิกิริยารีดักชันแบบใช้แสง (Photoreduction) โดยพบว่าภายใต้สภาวะแวดล้อมที่มีแสงสว่างส่องถึง แสงจะเป็นปัจจัยหลักที่ขับเคลื่อนการเปลี่ยนรูปของปรอท ซึ่งสามารถจะถูกเปลี่ยนรูปจาก Hg^{2+} เป็น Hg^0 ได้เช่นเดียวกับปฏิกิริยาของจุลินทรีย์ รวมถึงการเปลี่ยนรูป Hg^0 เป็น Hg^{2+} ก็สามารถเกิดผ่านปฏิกิริยาออกซิเดชันแบบใช้แสง (Photooxidation) ได้เช่นกัน (Vost et al., 2012) แสงจึงเป็นอีกหนึ่งปัจจัยสำคัญที่ส่งผลต่อรูปฟอร์มและการเคลื่อนที่ของปรอทในสิ่งแวดล้อมนั้น ๆ นอกเหนือไปจากปฏิกิริยาที่เกิดขึ้นทางเคมีและทางชีวภาพ

จากวัฏจักรชีวธรณีเคมีของปรอทที่ขับเคลื่อนโดยจุลินทรีย์ซึ่งกล่าวมาข้างต้น จะเห็นได้ว่ามีกลุ่มจุลินทรีย์หลากหลายชนิดที่มีบทบาทในการเปลี่ยนรูปและการเคลื่อนที่ของปรอทระหว่างตัวกลางต่าง ๆ ทั้งภายในระบบนิเวศที่มีและไม่มีออกซิเจน รวมถึงการเปลี่ยนรูปของปรอททางเคมีภายใต้สภาวะหนึ่ง ๆ ก็เป็นอีกปัจจัยสำคัญที่ส่งผลต่อการเกิดรูปฟอร์มของปรอทที่จุลินทรีย์จะสามารถนำไปใช้ได้ ซึ่งปฏิกิริยาเหล่านี้มีการเกิดขึ้นและเปลี่ยนแปลงอยู่ตลอดเวลาภายในระบบนิเวศ และเป็นพลศาสตร์สำคัญที่ขับเคลื่อนวัฏจักรของปรอทภายในโลกของเรา การจะแก้ปัญหาการปนเปื้อนของปรอทในสิ่งแวดล้อมจึงจำเป็นต้องมีความเข้าใจต่อกลไกทางธรรมชาติ

เหล่านี้ เพื่อให้รู้ถึงรูปของปรอทที่เกิดขึ้นและเส้นทางที่ปรอทในรูปฟอร์มต่าง ๆ จะไปได้ เพื่อให้สามารถวางแผนการจัดการรวมถึงการบำบัดพื้นที่ปนเปื้อนปรอทได้อย่างมีประสิทธิภาพ

เอกสารอ้างอิง

Adediran, G.A., Liem-Nguyen, V., Song, Y., Schaefer, J.K., Skyllberg, U. and Bjorn, E. (2019). Microbial biosynthesis of thiol compounds: implications for speciation, cellular uptake, and methylation of Hg(II). *Environmental Science & Technology*, 53, 8187–8196.

Amato, P. (2012). Clouds provide atmospheric oases for microbes. *Microbe*, 7(3), 119–123.

Barkay, T., Miller, S.M. and Summers, A.O. (2003). Bacterial mercury resistance from atoms to ecosystems. *FEMS Microbiology Reviews*, 27, 355–384.

Barkay, T., Kritee, K., Boyd, E. and Geesey, G. (2010). A thermophilic bacterial origin and subsequent constraints by redox, light and salinity on the evolution of the microbial mercuric reductase. *Environmental Microbiology*, 12(11), 2904–2917.

Benoit, J.M., Gilmour, C.C., Heyes, A., Mason, R.P. and Miller, C.L. (2003) Geochemical and biological controls over methylmercury production and degradation in aquatic ecosystems. In: Chai, Y. and Braids, O.C., editors, *Biogeochemistry of Environmentally Important Trace Elements*, 262–297. Washington: American Chemical Society.

Boening, D.W. (2000). Ecological effects, transport, and fate of mercury: a general review. *Chemosphere*, 40, 1335–1351.

Bravo, A.G., Peura, S., Buck, M., Ahmed, O., Mateos-Rivera, A., Ortega, S.H., Schaefer, J.K., Bouchet, S., Tolu, J., Björn, E. and Bertilsson, S. (2018). Methanogens and iron-reducing bacteria: the overlooked members of mercury-methylating microbial communities in boreal lakes. *Applied and Environmental Microbiology*, 84(23), e01774-18.

Dash, H.R. and Das, S. (2012). Bioremediation of mercury and the importance of bacterial *mer* genes. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 75, 207–213.

Dworkin, M., Falkow, S., Rosenberg, E., Schleifer, C.H. and Stackebrandt, E. (2006). *The Prokaryotes. Volume 3: Archaea. Bacteria: Firmicutes, Actinomycetes*. New York, USA: Springer New York.

Fitzgerald, W.F. and Clarkson, T.W. (1991). Mercury and monomethylmercury: present and future concerns. *Environmental Health Perspectives*, 96, 159–166.

Harada, M. (1995). Minamata disease: methylmercury poisoning in Japan caused by environmental pollution. *Critical Reviews in Toxicology*, 25(1), 1–24.

Hong, Y., Kim, Y. and Lee, K. (2012). Methylmercury exposure and health effects. *Journal of Preventive Medicine and Public Health*, 45(6), 353–363.

Hsu-Kim, H., Kucharzyk, K.H., Zhang, T. and Deshusses, M.A. (2013) Mechanisms regulating mercury bioavailability for methylating microorganisms in the aquatic environment: a critical review. *Environmental Science & Technology*, 47, 2441–2456.

Lalonde, J.D., Poulain, A.J. and Amyot, M. (2002). The role of mercury redox reactions in snow on snow-to-air mercury transfer. *Environmental Science & Technology*, 36, 174–178.

Manceau, A., Lemouchi, C., Enescu, M., Gaillot, A.-C., Lanson, M., Magnin, V., Glatzel, P., Poulin, B.A., Ryan, J.N., Aiken, G.R., Gautier-Luneau, I. and K.L. Nagy. (2015). Formation of mercury sulfide from Hg(II)–thiolate complexes in natural organic matter. *Environmental Science & Technology*, 49, 9787–9796.

McDaniel, E.A., Peterson, B., Stevens, S.L.R., Tran, P.Q., Anantharaman, K. and McMahon, K.D. (2019). Expanded phylogenetic diversity and metabolic flexibility of microbial mercury methylation. doi: https://doi.org/10.1101/2020.01.16.909358.

Skyllberg, U. (2012). Chemical speciation of mercury in soil and sediment. In: Liu, G., Cai, Y. and O'Driscoll, N. editors, *Environmental chemistry and toxicology of mercury* (2nd), 219–258. Hoboken, New Jersey: John Wiley & Sons, Inc.

Smith, T., Pitts, K., McGarvey, J.A. and Summers, A.O. (1998). Bacterial oxidation of mercury metal vapor, Hg(0). *Applied and Environmental Microbiology*, 64, 1328–1332.

Vost, E.E., Amyot, M. and O'Driscoll, N.J. (2012). Photoreactions of mercury in aquatic systems. In: Liu, G., Cai, Y. and O'Driscoll, N. editors, *Environmental chemistry and toxicology of mercury* (2nd), 219–258. Hoboken, New Jersey: John Wiley & Sons, Inc.

Wedepohl, K.K. (1995). The composition of the continental crust. *Geochimica et Cosmochimica Acta*, 59, 1217–1232.

Widdel, F. and Bak, F. (1992). Gram-negative mesophilic sulfate-reducing bacteria. In: Balows, A., Truper, H.G., Dowrkin, M., Harder, W. and Schleifer, K.H. editors, *The Prokaryotes: A Handbook on the Biology of Bacteria: Ecophysiology, Isolation, Identification, Applications* (2nd), 3352–3378. New York: Springer-Verlag.