

2019-09

VALORIZACIÓN DE RESIDUO ALIMENTARIO COMO FUENTE POTENCIAL DE PRODUCCIÓN DE BIOGÁS Y ÁCIDOS GRASOS VOLÁTILES

ZAPATA ELGUETA, ISABEL VALENTINA

<https://hdl.handle.net/11673/49008>

Repositorio Digital USM, UNIVERSIDAD TECNICA FEDERICO SANTA MARIA

UNIVERSIDAD TÉCNICA FEDERICO SANTA MARÍA
DEPARTAMENTO DE INGENIERÍA QUÍMICA Y AMBIENTAL
SANTIAGO-CHILE



**VALORIZACIÓN DE RESIDUO ALIMENTARIO COMO
FUENTE POTENCIAL DE PRODUCCIÓN DE BIOGÁS Y
ÁCIDOS GRASOS VOLÁTILES**

ISABEL VALENTINA ZAPATA ELGUETA

**MEMORIA PARA OPTAR AL TÍTULO DE
INGENIERO CIVIL QUÍMICO**

PROFESORA GUÍA: DRA. ANDREA CARVAJAL
PROFESORA CORREFERENTE: DRA. CAROLYN PALMA

Septiembre 2019

“Material de referencia, su uso no involucra responsabilidad del autor o de la Institución”

AGRADECIMIENTOS

Agradezco, a la Profesora Andrea Carvajal por el soporte entregado durante este trabajo, a Victoria, por la ayuda entregada durante el período de laboratorio, y a todo el equipo que integra el departamento de Ingeniería Química y Ambiental.

DEDICATORIA

Dedico este trabajo a mis padres, quienes me han acompañado durante este camino y este logro es gran parte gracias a ustedes, me formaron como persona y siempre me apoyaron en mis decisiones. Dedico de manera especial a mi abuela María que pesé no estar hoy conmigo siempre sentí su apoyo.

Agradezco a cada compañero que ha sido parte de mi vida universitaria quienes me acompañaron en este proceso y a cada persona que estuvo cerca de mí en momentos difíciles y de alegría. En especial a Angela Rocha quien ha sido mi compañera y gran amiga durante toda esta etapa universitaria.

RESUMEN

Actualmente, la generación de residuos alimentarios equivale a un tercio de la producción para el consumo humano en el mundo, siendo aproximadamente de 1300 *MMton/año*. Esta generación de residuos ha traído consigo diversos problemas ambientales, debido a que contribuye a las emisiones de gases de efecto invernadero por la emanación no controlada de metano, durante su disposición final en vertederos o rellenos sanitarios.

Como solución a la generación de residuos alimentarios se tiene la oportunidad de valorizar los mismos utilizando el proceso de digestión anaerobia. En este estudio se propone evaluar la operación de dos reactores continuos agitados, teniendo como principal objetivo estudiar la factibilidad de producir biogás y/o ácidos grasos volátiles por medio de la digestión anaerobia en condiciones mesofílicas de un residuo alimentario mixto simulado.

En este estudio, se utilizaron dos reactores anaerobios a escala de laboratorio de igual volumen (2 L), donde en una primera etapa se realizó la aclimatación del inóculo, en una segunda etapa ambos reactores operaron en las mismas condiciones operacionales (TRH: 30 *d* y OLR: $1 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$) y en una tercera etapa se realizó una diferenciación en el Reactor II, donde se disminuyó el tiempo de retención hidráulico (TRH), manteniendo la concentración inicial del sustrato y por consecuencia provocando un cambio en la velocidad de carga orgánica (OLR) aumentando a $2 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$. El desempeño del proceso fue monitoreado a través de la cuantificación de producción y composición de biogás, así como del contenido de compuestos de interés residuales (sólidos totales y volátiles, alcalinidad, demanda química de oxígeno total y soluble, ácidos grasos volátiles y nitrógeno amoniacal y Kjeldahl).

Como resultados principales se determinó que para un TRH de 30 *d* y un OLR de $1 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ se mantienen condiciones óptimas para la metanogénesis, donde se obtuvo una productividad de metano y ácidos grasos volátiles (AGV) de $163 \pm 19 \text{ mL } CH_4/g_{SV}$ y $0,004 \pm 0,001 \frac{g \text{ AGV}}{g_{SV}}$, respectivamente en el Reactor I. Por otra parte, las condiciones operacionales que permitieron la producción de AGV el Reactor II fue un TRH de 15 *d* y un OLR de $2 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$, donde la productividad de metano disminuyó a cero y presentó una productividad máxima $0,221 \frac{g \text{ AGV}}{g_{SV}}$.

A partir del estudio realizado se concluye que es factible producir biogás y/o ácidos grasos volátiles utilizando un residuo alimentario mixto como sustrato en el proceso de digestión anaerobia

ÍNDICE

| | |
|--|----|
| 1. Introducción | 9 |
| 1.1. Residuos sólidos orgánicos | 9 |
| 1.1.1. Residuos alimentarios | 9 |
| 1.1.2. Residuos alimentarios a nivel mundial | 10 |
| 1.1.3. Impacto ambiental | 11 |
| 1.2. Digestión anaerobia | 12 |
| 1.2.1. Hidrólisis | 13 |
| 1.2.2. Acidogénesis | 13 |
| 1.2.3. Acetogénesis | 14 |
| 1.2.4. Metanogénesis | 14 |
| 1.3. Variables y parámetros operacionales del proceso de digestión anaerobia | 14 |
| 1.3.1. Tiempo de retención hidráulico (TRH) | 14 |
| 1.3.2. Velocidad de carga orgánica (OLR) | 15 |
| 1.3.3. Temperatura | 15 |
| 1.3.4. pH | 16 |
| 1.4. Productos de la digestión anaerobia | 16 |
| 1.4.1. Biogás | 16 |
| 1.4.2. Ácidos grasos volátiles | 17 |
| 2. Objetivos | 19 |
| 2.1. General | 19 |
| 2.2. Específicos | 19 |
| 3. Materiales y métodos | 20 |
| 3.1. Materiales | 21 |
| 3.1.1. Residuo | 21 |
| 3.1.2. Inóculo anaerobio | 22 |
| 3.2. Caracterización | 22 |
| 3.3. Diseño del reactor | 22 |
| 3.4. Procedimiento Experimental | 23 |
| 3.4.1. Condiciones de operación | 26 |
| 3.5. Métodos Analíticos | 27 |
| 3.5.1. Cuantificación de Biogás | 27 |

| | |
|--|----|
| 3.5.2. Composición de Biogás..... | 28 |
| 3.5.3. pH..... | 28 |
| 3.5.4. Alcalinidad Parcial | 28 |
| 3.5.5. Alcalinidad Total..... | 28 |
| 3.5.6. Ácido Grasos Volátiles | 29 |
| 3.5.7. Sólidos Totales y Volátiles..... | 30 |
| 3.5.8. Demanda Química de Oxígeno | 30 |
| 3.5.9. Nitrógeno Amoniacal | 30 |
| 3.5.10. Nitrógeno Kjeldahl..... | 30 |
| 4. Resultados y Discusión..... | 32 |
| 4.1. Caracterización residuo alimentario | 32 |
| 4.2. Operación de los reactores | 32 |
| 4.2.1. Monitoreo de la demanda química de oxígeno | 33 |
| 4.2.2. Productividad de Biogás en el sistema..... | 37 |
| 4.2.3. Monitoreo del pH en el sistema | 39 |
| 4.2.4. Monitoreo de Ácidos Grasos Volátiles en el sistema..... | 43 |
| 5. Conclusiones y recomendaciones..... | 51 |
| 6. Referencias | 52 |
| Anexos..... | 55 |
| A. Corrección de temperatura y presión | 55 |
| B. Demanda química de oxígeno total..... | 56 |
| C. Composición de metano del Biogás | 57 |
| D. Producción de Biogás | 58 |
| E. Alcalinidad | 59 |
| F. Grado de acidificación..... | 60 |

ÍNDICE DE TABLAS

| | |
|--|----|
| Tabla 1: Características físico-químicas del biogás compuesto por metano y dióxido de carbono 65-35%, respectivamente (FAO, 2011). | 17 |
| Tabla 2: Composición del residuo alimentario simulado utilizado en el estudio. Basado en información de las siguientes referencias: (Izumi et al., 2010; Jiang et al., 2013; Komemoto et al., 2009; Xu, Lam, Karthikeyan, & Wong, 2011; Yin et al., 2016) | 21 |
| Tabla 3: Caracterización del inóculo. | 22 |
| Tabla 4: Mediciones realizadas a los reactores durante su operación. | 25 |
| Tabla 5: Condiciones de operación del Reactor I. | 26 |
| Tabla 6: Condiciones de operación del Reactor II. | 26 |
| Tabla 7: Análisis específicos realizados durante la experimentación. | 27 |
| Tabla 8: Caracterización del residuo alimentario. | 32 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| | |
|---|----|
| Figura 1: Distribución por región de la generación de residuos alimentarios a nivel mundial. Datos obtenidos de: (FAO, 2016). | 10 |
| Figura 2: Pérdidas y desperdicios de alimentos per cápita en diferentes regiones. Fuente: (FAO, 2016). | 11 |
| Figura 3: Etapas del proceso de digestión anaerobia. | 13 |
| Figura 4: Procedimiento general de la propuesta de valorización del residuo alimentario. | 20 |
| Figura 5: Sistema experimental. | 23 |
| Figura 6: Arranque de reactores continuos. | 24 |
| Figura 7: Sistema de alimentación y descarga de los reactores. | 25 |
| Figura 8: Remoción de compuestos orgánicos expresados como DQO_T durante la operación de: (a) Reactor I y (b) Reactor II. | 34 |
| Figura 9: Variación de la concentración de DQO_S durante la operación de: (a) Reactor I, (b) Reactor II. | 36 |
| Figura 10: Productividad de metano durante la operación para: (a) Reactor I y (b) Reactor II. | 38 |
| Figura 11: Seguimiento del pH durante la operación para: (a) Reactor I y (b) Reactor II. | 40 |
| Figura 12: Comparación del aspecto de los reactores en estudio: izquierda (Reactor I) y derecha (Reactor II). | 41 |
| Figura 13: Concentración de nitrógeno amoniacal durante la operación para: (a) Reactor I, (b) Reactor II. | 42 |
| Figura 14: Variación de la concentración de ácidos grasos volátiles durante la operación para: (a) Reactor I y (b) Reactor II. | 44 |
| Figura 15: Variación del grado de acidificación durante la operación para: (a) Reactor I y (b) Reactor II. | 47 |
| Figura 16: Variación de la concentración de ácidos grasos volátiles en el Reactor II en función del tiempo de operación. | 48 |

| | |
|--|----|
| Figura 17: Productividad de ácidos grasos volátiles durante el período de operación para: (a) Reactor I y (b) Reactor II..... | 50 |
| Figura 18: Demanda química de oxígeno total durante la operación para: (a) Reactor I y (b) Reactor II. | 56 |
| Figura 19: Composición de metano durante la operación para: (a) Reactor I y (b) Reactor II. | 57 |
| Figura 20: Producción de metano durante la operación para: (a) Reactor I y (b) Reactor II. | 58 |
| Figura 21: Alcalinidad total y parcial del sistema durante la operación para: (a) Reactor I y (b) Reactor II. | 59 |

1. Introducción

1.1. Residuos sólidos orgánicos

Los residuos sólidos son definidos como los productos no deseados en estado sólido que se derivan de diversas actividades (sector industrial o doméstico) y son descartados. Dentro de la composición de los residuos sólidos entre un 50 – 70% corresponde a materia orgánica y este tipo de residuos se centra en diferentes categorías como: alimentarios, jardín, cartón y madera, los cuáles pueden ser encontrados en industrias, en la agricultura y en zonas urbanas (Yadav, 2015). La fracción orgánica de los residuos sólidos es un recurso que puede ser útil al someterse a transformaciones mediante microorganismos, utilizando métodos como la digestión anaerobia, incineración o compostaje (Khalid, Arshad, Anjum, Mahmood, & Dawson, 2011).

1.1.1. Residuos alimentarios

Los residuos alimentarios son aquellos alimentos que se encuentran destinados para el consumo humano, pero no llegan a cumplir con esta finalidad debido a que son contaminados, desperdiciados o degradados (Giroto, Alibardi, & Cossu, 2015). Actualmente, la pérdida y/o desperdicio de alimentos (PDA) equivale a un tercio de la producción para el consumo humano en el mundo, siendo $1300 \frac{MMton}{año}$ de alimentos. Esta cantidad, se debe principalmente por las elecciones tomadas durante: producción, cadena comercial y canales de distribución; además, del uso (o mal uso) que el consumidor les da a los alimentos. Desde un punto de vista técnico, es fundamental que los residuos generados se mantengan en niveles mínimos, debido a que se invierten recursos importantes durante la producción de los alimentos, como: suelo, agua y energía (FAO, 2016).

Los residuos alimentarios pueden ser clasificados como:

- Pérdida de alimentos

La pérdida hace referencia a los alimentos aptos para el consumo humano que se pierden en cualquier parte de la cadena de suministro, desde la etapa de producción hasta llegar al producto final o a la venta de este, es decir, contempla la conducta de los productores, vendedores y consumidores. Esto puede ser causado por problemas a lo largo de la cadena, por ejemplo, en una etapa de producción, post-cosecha, almacenamiento, distribución y procesamiento (Eguillor, 2019).

- Desperdicio de alimentos

El desperdicio hace referencia a la disminución del producto que es seguro y nutritivo para el consumo humano, en la fase final de la cadena de producción durante la etapa de comercialización y consumo. El alimento se desperdicia de diferentes formas; por ejemplo, alimentos comestibles que se encuentran en buenas condiciones son descartados en los establecimientos de comidas y en las cocinas domésticas (FAO, 2016).

1.1.2. Residuos alimentarios a nivel mundial

A nivel mundial la mayor región generadora de pérdidas y desperdicios alimentarios es Asia industrializada, representando el 28% de la generación mundial siendo un total de 588 millones de toneladas aproximadamente; seguido por el Sur y Sudeste Asiático, Norteamérica y Oceanía, Europa, África subsahariana, Norte de África y Asia Central, y América Latina y el Caribe (FAO, 2016) (ver Figura 1). En el caso de América Latina y el Caribe, el 6% de las PDA, corresponde a 127 *MMton* de alimentos en buenas condiciones para su consumo (Eguillor, 2019).

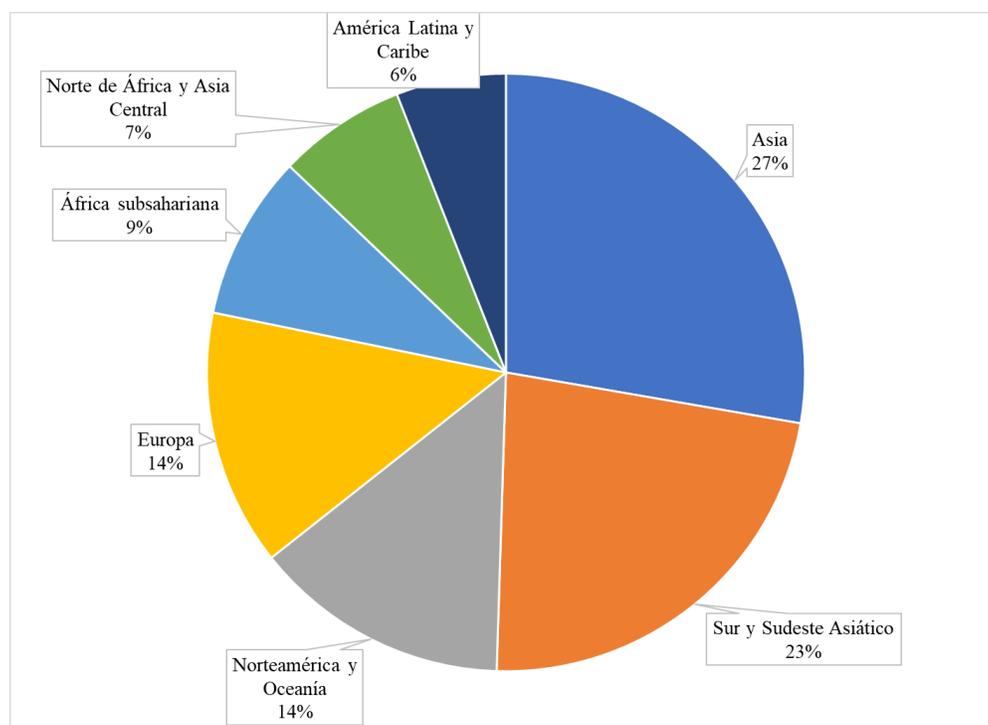


Figura 1: Distribución por región de la generación de residuos alimentarios a nivel mundial. Datos obtenidos de: (FAO, 2016).

En los países que poseen grandes y medianos ingresos, se da un mayor desperdicio de alimentos por habitante que los consume, lo que conlleva un descarte mayor, aunque aún sean adecuados para el consumo. En el caso de países de ingresos bajos, los alimentos se pierden en mayor proporción en las primeras etapas de la cadena productiva y el desperdicio es menor durante la etapa de consumo. Más del 40% de las pérdidas de alimentos en los países industrializados se llevan a cabo en la etapa de venta y consumo, mientras que en los países en vías de desarrollo el 40% de las pérdidas ocurre en la etapa de post-cosecha y procesamiento (FAO, 2016). Por ejemplo, (Ver Figura 2) se observa que en una región desarrollada como América del Norte se desperdician per cápita 115 kg/año de alimentos por parte de los consumidores, mientras que una región en desarrollo esta cifra es de 25 kg/año en América Latina, aproximadamente.

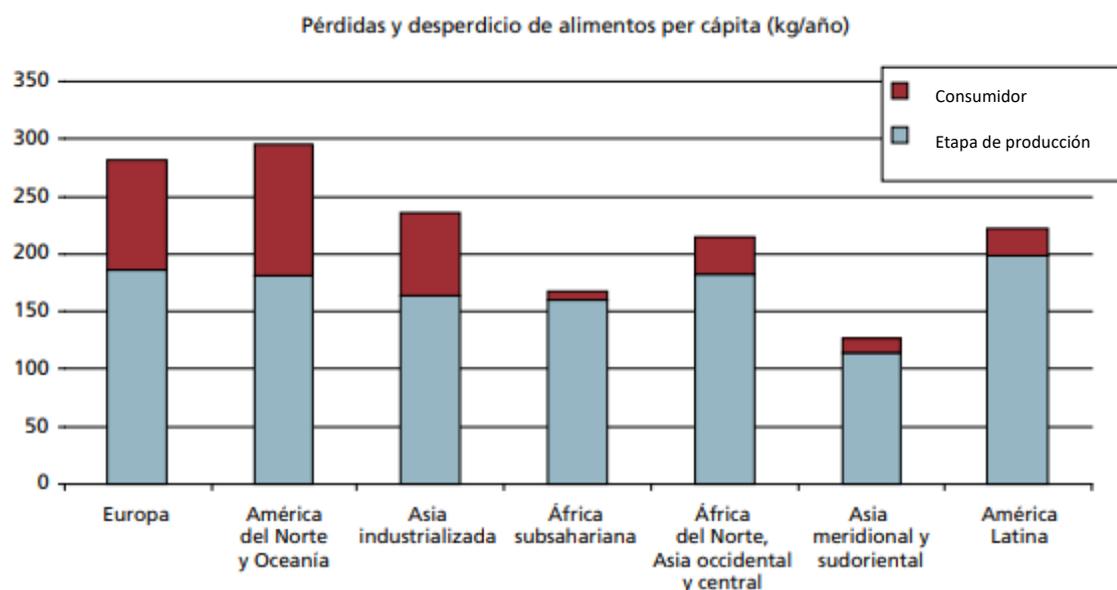


Figura 2: Pérdidas y desperdicios de alimentos per cápita en diferentes regiones. Fuente: (FAO, 2016).

1.1.3. Impacto ambiental

La PDA genera impacto desde el punto de vista ambiental, debido a que contribuye en las emisiones de gases de efecto invernadero durante su disposición final en vertederos o rellenos sanitarios, donde existe una liberación no controlada de metano debido a la materia orgánica

en descomposición (Giroto et al., 2015). Además, los procesos de producción de alimentos que no llegan a consumirse provocan emisiones de dióxido de carbono que no son necesarias, aportando a la huella global de carbono. Se estima que el aporte de la PDA es de 4400 $MMton CO_{2eq}$ liberados anualmente a la atmósfera (FAO, 2015).

Otra forma de cuantificar el impacto ambiental de la PDA es sobre la economía de los países, la que también se ve afectada en el mal uso de recursos naturales en cuanto a: suelo, agua y energía utilizada durante la producción de los alimentos. Por ejemplo, durante la cadena agroalimentaria, la pérdida de alimentos se ve asociada a un consumo de agua de 173 MMm^3 , lo que equivale al 24% del total de agua utilizada en la agricultura y, en el caso de la superficie utilizada, se estima que se necesita 1400 $MMha$ para producir los alimentos que no se consumieron, lo que equivale a una superficie más grande que India y Canadá juntos (Eguillor, 2019).

1.2. Digestión anaerobia

Una alternativa para el tratamiento y valorización de los residuos alimentarios es realizar reciclaje de estos, reduciendo el volumen de desechos a destinar en vertederos o rellenos sanitarios, mediante procesos de transformación como el compostaje y la digestión anaerobia. Este último proceso es un conjunto de reacciones, donde, microorganismos anaerobios descomponen la materia orgánica de un sustrato, convirtiéndolo en biogás y otros compuestos. El biogás es una mezcla de dióxido de carbono (30 a 50%), metano (50 a 70%) y trazas de otros gases (nitrógeno, oxígeno, hidrógeno, sulfuro de hidrógeno) (Acosta & Obaya, 2005). El proceso de digestión anaerobia se lleva a cabo en 4 etapas principales: hidrólisis, acidogénesis, acetogénesis y metanogénesis (Figura 3).

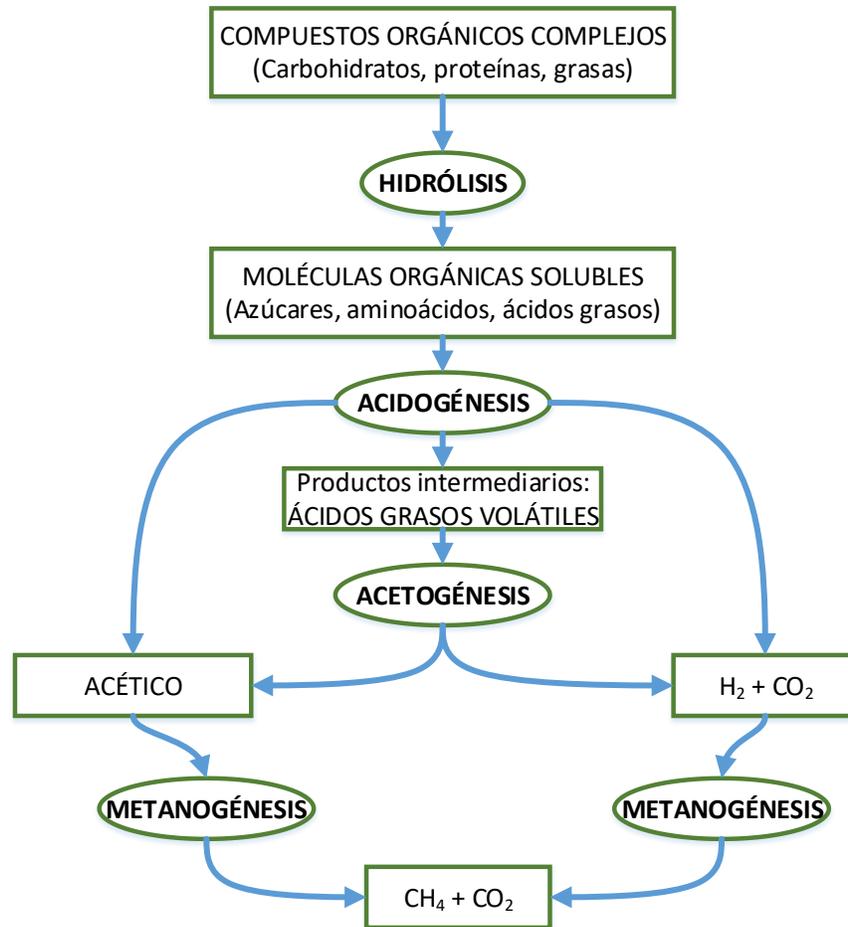


Figura 3: Etapas del proceso de digestión anaerobia.

1.2.1. Hidrólisis

La hidrólisis es la primera etapa de la digestión anaerobia, donde los compuestos orgánicos complejos (polímeros) se descomponen en moléculas más pequeñas o simples (monómeros) como aminoácidos, ácidos grasos y azúcares. Esta etapa involucra la hidrólisis de sólidos insolubles en compuestos solubles que puedan ser absorbidos a través de la pared celular, dependiendo de la temperatura y del tamaño de las partículas, debido principalmente a la disponibilidad de superficie para la adsorción de las enzimas. Este proceso es llevado a cabo por enzimas extracelulares producidas por microorganismos hidrolíticos (Al Seadi et al., 2008; Gould, 2015).

1.2.2. Acidogénesis

En esta etapa las moléculas orgánicas solubles que provienen de la hidrólisis son convertidas en compuestos que serán utilizados por los microorganismos metanogénicos como el ácido acético, hidrógeno y ácidos orgánicos volátiles, los que serán utilizados en la siguiente etapa

metabólica (Acosta & Obaya, 2005). La degradación de estos compuestos es llevada a cabo por bacterias facultativas y anaeróbicas estrictas (Deublein & Steinhauser, 2008).

1.2.3. Acetogénesis

En la etapa de acetogénesis se forma acetato e hidrógeno a partir de los compuestos que no pueden ser metabolizados de forma directa por los microorganismos metanogénicos como lo son los ácidos grasos volátiles (Al Seadi et al., 2008). Este proceso lo llevan a cabo las bacterias acetogénicas y homoacetogénicas (son capaces de producir como único producto acetato, consumiendo como sustrato hidrógeno) (Corrales, Antolínez, Bohórquez, & Corredor, 2015).

1.2.4. Metanogénesis

La metanogénesis es la última etapa de la digestión anaerobia, donde el metano se produce por dos vías principalmente, a partir del ácido acético o por la reducción del dióxido de carbono; como se aprecia en las ecuaciones 1 y 2 (Gould, 2015).



En esta etapa actúan arqueas anaeróbicas estrictas, estos microorganismos son los encargados de llevar a cabo la formación de metano y además, pueden ser clasificados en función del principal sustrato que metabolizan: hidrogenotróficos (consumen H_2/CO_2 y fórmico) y acetoclastos (consumen acetato, metanol y algunas aminas) (Corrales et al., 2015).

1.3. Variables y parámetros operacionales del proceso de digestión anaerobia

1.3.1. Tiempo de retención hidráulico (TRH)

El tiempo de retención hidráulico (TRH) es el tiempo medio de permanencia del sustrato alimentado (en este caso el residuo alimentario) en un reactor, durante el cual será sometido a la acción de los microorganismos (IDAE, 2007). En un sistema continuo, el TRH determina el caudal de alimentación según el volumen del equipo (relación que se presenta en la ecuación 3). En los sistemas de mezcla completa, el TRH coincide con el tiempo de retención celular, por lo que el tiempo debe ser al menos el doble de la tasa de crecimiento de los metanógenos para que la población bacteriana pueda crecer de forma estable. En el caso del

proceso de digestión anaerobia, generalmente se trabaja con TRH entre 20-55 d (Tchobanoglous, Stensel, Tsuchihashi, & Burton, 2014).

$$TRH (d) = \frac{V_{RX}}{v_0} \quad (3)$$

Dónde:

V_{RX} = Volumen de reacción (m^3)

v_0 = Caudal de alimentación (m^3/d)

1.3.2. Velocidad de carga orgánica (OLR)

La velocidad de carga orgánica (OLR por sus siglas del inglés *organic loading rate*) corresponde con la cantidad de materia orgánica alimentada por unidad de volumen de reacción y tiempo de operación, expresada según la ecuación 4:

$$OLR \left(\frac{g_{SV}}{L \cdot d} \right) = \frac{C_0 \cdot v_0}{V_{RX}} = \frac{C_0}{TRH} \quad (4)$$

Dónde:

C_0 = Concentración inicial de la alimentación (g_{SV}/m^3)

La OLR es directamente dependiente de la concentración del sustrato a alimentar e inversamente dependiente del tiempo de retención hidráulico (ecuación 4). Se ha observado que el incremento del OLR se traduce en una mayor producción de biogás, aunque también esto aumenta las posibilidades de inhibición y de acidificación del sistema, por tanto, se debe encontrar un valor óptimo para cada residuo e instalación a tratar (IDAE, 2007). En los procesos anaeróbicos se reportan OLR en un rango muy amplio, desde 3,2 a $32 \frac{kg_{SV}}{m^3 \cdot d}$ (Tchobanoglous et al., 2014); en función del tipo de alimentación y equipo.

1.3.3. Temperatura

La operación de los reactores puede realizarse en tres rangos de temperaturas: psicrófilico ($10 - 30^\circ C$), mesófilico ($30 - 40^\circ C$) y termófilico ($50 - 60^\circ C$) (Zhang, Su, Baeyens, & Tan, 2014). A medida que la temperatura aumenta, se ve un aumento en la velocidad de

crecimiento de los microorganismos metanogénicos, acelerando así el proceso de digestión anaerobia, y como consecuencia de producción de biogás. Sin embargo, según se aleja la temperatura operacional de la óptima de cada rango, también ocurre una mayor inestabilidad del sistema (Al Seadi et al., 2008). La temperatura óptima de funcionamiento en general para una condición psicrófila, mesófila y termófila es alrededor de los 20, 35 y 55 °C, respectivamente (Acosta & Obaya, 2005). Comúnmente los procesos anaerobios son llevados a cabo en condiciones mesofílicas o termofílicas.

1.3.4. pH

Los cambios que ocurren en el pH afectan al desarrollo del proceso de digestión anaerobia; además, los microorganismos metanogénicos son los que más se ven afectados a estos cambios. El pH óptimo para llevar a cabo la digestión anaerobia es entre 6,8 y 8, siendo el pH neutro el ideal. A valores inferiores a 6,8 los metanógenos no son capaces de convertir los ácidos orgánicos por lo que ocurre una acumulación de ácidos y las arqueas metanogénicas mueren, obteniéndose un biogás pobre en metano (Gould, 2015). En el caso que el pH sea superior a 8, se observa un desplazamiento del equilibrio amonio-amoniaco ($NH_4^+ + OH^- \leftrightarrow NH_3 + H_2O$) causando un efecto inhibitorio en los microorganismos metanogénicos. Como consecuencia se produce una acumulación de ácidos grasos volátiles, lo que provoca una disminución del pH en el sistema; afectando nuevamente el equilibrio del amoniaco, reduciendo su concentración y conduciendo a un estado de inhibición estable, con un rendimiento de metano menor (Rajagopal, Massé, & Singh, 2013). Para mantener el pH controlado en un valor cercano al óptimo en el reactor, es posible realizar una suplementación de alcalinidad (capacidad *buffer* del sistema) utilizando alguna solución tampón; además, es posible ajustar el pH de la alimentación del reactor reduciendo la diferencia entre pH alimentado y de operación (Al Seadi et al., 2008).

1.4. Productos de la digestión anaerobia

1.4.1. Biogás

El biogás es el principal producto de la digestión anaerobia, es una fuente de energía renovable que es utilizado como combustible en vehículos, para la producción de calor por combustión directa o electricidad mediante turbinas; y está compuesto por metano y dióxido de carbono principalmente. La generación de biogás es una alternativa que permite reducir

la cantidad de residuos, debido a que disminuye la cantidad de materia orgánica contaminante y a su vez obtener un producto con un valor agregado (Al Seadi et al., 2008). En la Tabla 1 se especifican las principales características del biogás:

Tabla 1: Características físico-químicas del biogás compuesto por metano y dióxido de carbono 65-35%, respectivamente (FAO, 2011).

| Propiedades | |
|--|--------|
| Poder calorífico (kWh/m^3) | 7 |
| Densidad (t/m^3) | 1,08 |
| Temperatura de ignición ($^{\circ}C$) | 687 |
| Límite de explosión (%) | 6 – 12 |
| Máxima velocidad de encendido en el aire (m/s) | 0,31 |

1.4.2. Ácidos grasos volátiles

En la digestión anaerobia se genera como producto intermedio ácidos grasos volátiles (AGV), estos compuestos son ácidos de cadena corta que se constituyen por 6 o una cantidad menor de átomos de carbono (Lee, Chua, Yeoh, & Ngoh, 2014). En el proceso anaeróbico los AGV son producidos en las dos primeras etapas que son hidrólisis y acidogénesis. En algunos casos, donde se logra obtener altas concentraciones de ácidos, se obtiene como resultado la inhibición de la actividad metanogénica (Wang, Yin, Shen, & Li, 2014). Para la producción de AGV es fundamental la influencia que tienen las siguientes variables operacionales en la digestión: pH, temperatura, tiempo de retención y velocidad de carga orgánica; debido a que determinan qué rutas se favorecen y qué microorganismos predominan o se inhiben (García, Aymerich, González, & Gutiérrez, 2017).

Los AGV como productos en sí, poseen diversas aplicaciones, tales como: producción de bioplásticos, bioenergía, eliminación biológica de nutrientes en aguas residuales como fósforo y nitrógeno. También, pueden ser empleados individualmente como productos químicos en la industria farmacéutica, de alimentos y cosmética (García et al., 2017). Es el ácido acético el que posee la mayor producción en el mercado, siendo equivalente a 3.500.000 *ton/año*, seguido del ácido propiónico (180.000 *ton/año*) y del ácido butírico (30.000 *ton/año*). Por otra parte, el ácido butírico (2500 *USD/ton*) es uno de los ácidos que posee el mayor precio de mercado, seguido del láctico (2100 *USD/ton*), propiónico

(1700 *USD/ton*) y acético 800 (*USD/ton*) (Jankowska, Chwialkowska, Stodolny, & Oleskowicz-Popiel, 2017).

En la actualidad la obtención o síntesis de los AGV se realiza por rutas químicas, que implican la utilización de productos petroquímicos no renovables como materia prima; además, el continuo aumento del precio del petróleo ha hecho que la obtención por medio de rutas biológicas aparezca como una opción atractiva. En la producción biológica de AGV, comúnmente se utilizan alimentos aptos para el consumo humano como fuente de carbono, por lo que una alternativa sustentable es usar residuos que sean ricos en materia orgánica como los alimenticios (Lee et al., 2014).

2. Objetivos

2.1. General

Estudiar la valorización de un residuo alimentario mixto para la producción de biogás y/o ácidos grasos volátiles mediante el proceso de digestión anaerobia en condiciones mesofílicas.

2.2. Específicos

- Estudiar la operación del proceso de digestión anaerobia de un reactor continuo agitado para la producción de biogás a partir de residuo alimentario mixto.
- Estudiar la operación del proceso de digestión anaerobia de un reactor continuo agitado para la producción de ácidos grasos volátiles a partir de residuo alimentario mixto.

3. Materiales y métodos

Para abordar el objetivo principal de este trabajo, se realizó el proceso de digestión anaerobia de un residuo alimentario mixto simulado en dos reactores anaerobios continuos agitados de igual volumen, operando en distintas condiciones. En la Figura 4 se muestra el estudio realizado de manera general, donde en una primera etapa se realizó la aclimatación de los reactores, después en una segunda etapa ambos reactores operaron con las mismas condiciones operacionales por un período de 21 d; y luego se provocaron cambios diferenciadores en el Reactor II, siendo un cambio significativo en el tiempo de retención hidráulico (TRH) disminuyendo de 30 a 15 d, manteniendo la concentración inicial del sustrato ($30 \frac{g_{sv}}{L}$) y por consecuencia provocando el cambio de OLR.

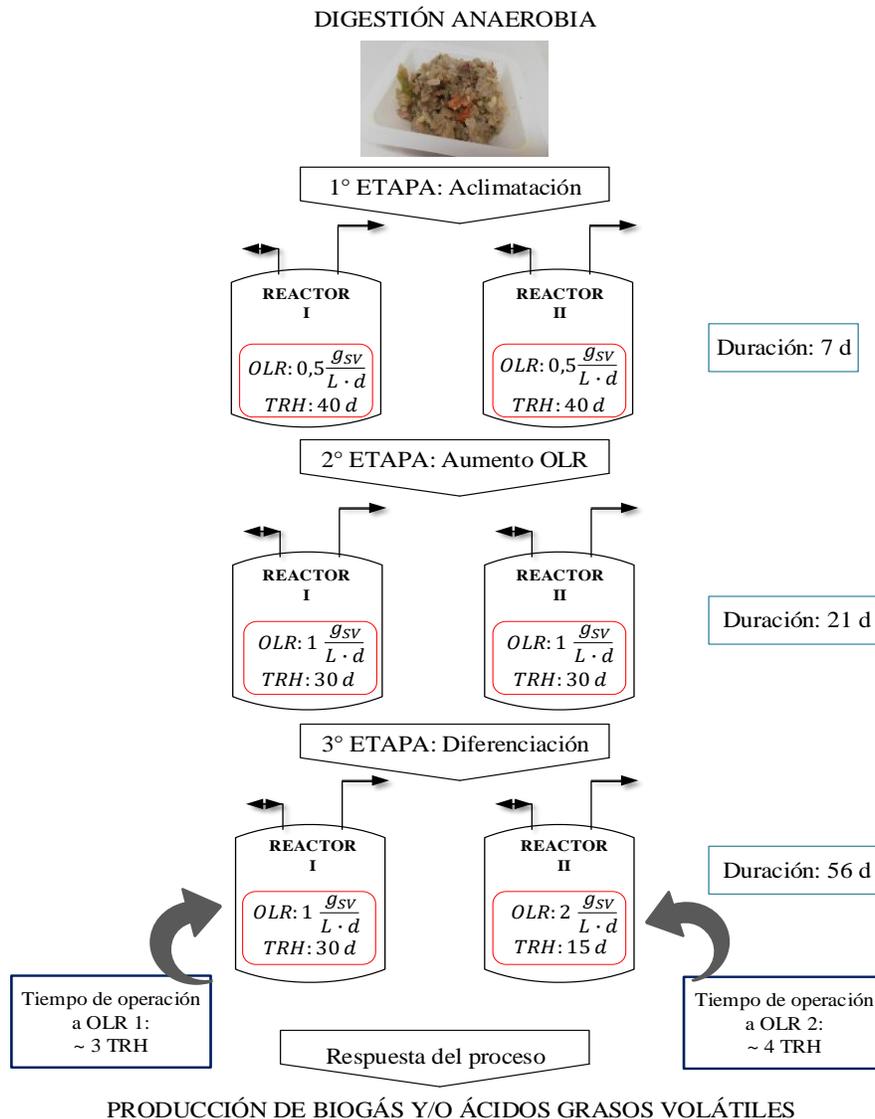


Figura 4: Procedimiento general de la propuesta de valorización del residuo alimentario.

3.1. Materiales

3.1.1. Residuo

Para realizar la investigación se utilizó un residuo alimentario mixto simulado, compuesto por los elementos presentados en la Tabla 2, donde la mezcla se preparó para un peso total de 2,65 kg de residuo. Los alimentos fueron triturados utilizando una picadora y luego se mezclaron de forma manual en un estanque para obtener una mezcla homogénea; posteriormente, se almacenó y congeló el residuo en bolsas herméticas de 250 mL cada una. Durante la experimentación, el residuo alimentario fue descongelado a 4°C el día anterior de su uso como alimentación de los reactores.

La proporción de alimentos utilizados en el residuo simulado cumplieron con el objetivo de obtener una composición de sólidos totales (ST) entre un 19 – 21% (Dai, Duan, Dong, & Dai, 2013; Izumi et al., 2010; Jiang, Zhang, Li, Wang, Gong, et al., 2013).

Tabla 2: Composición del residuo alimentario simulado utilizado en el estudio. Basado en información de las siguientes referencias: (Izumi et al., 2010; Jiang et al., 2013; Komemoto et al., 2009; Xu, Lam, Karthikeyan, & Wong, 2011; Yin et al., 2016)

| Alimento | Composición de la mezcla (% p/p) |
|--------------------------|----------------------------------|
| Carne molida (10% grasa) | 9,4 |
| Repollo | 3,8 |
| Zanahoria | 2,6 |
| Cáscara zanahoria | 1,1 |
| Espinaca | 3,8 |
| Tomate | 3,8 |
| Brócoli | 3,8 |
| Papa | 15,3 |
| Cáscara de papa | 3,6 |
| Naranja | 2,8 |
| Limón | 2,8 |
| Manzana | 5,7 |
| Banana | 4,5 |
| Cáscara de banana | 3,1 |
| Arroz | 14,1 |
| Fideos | 14,2 |
| Pan | 5,7 |

3.1.2. Inóculo anaerobio

El inóculo anaerobio utilizado fue recolectado desde un reactor anaerobio que trata efluente de la industria cervecera, ubicado en la Región Metropolitana de Chile. La caracterización se presenta en la Tabla 3.

Tabla 3: Caracterización del inóculo.

| Parámetro | Unidad | Valor |
|------------------|-----------------------|------------------|
| pH | - | 7,22 |
| SV | $g_{SV}/kg_{muestra}$ | $73,6 \pm 0,1$ |
| ST | $g_{SV}/kg_{muestra}$ | $94,2 \pm 0,1$ |
| DQO _T | g_{O_2}/L | $136,9 \pm 13,2$ |

3.2. Caracterización

El residuo alimentario y el inóculo fueron caracterizados según su contenido de: pH, densidad, demanda química de oxígeno total (DQO_T), sólidos totales (ST) y sólidos volátiles (SV). En el caso del residuo alimentario se realizó la caracterización al descongelar una muestra del residuo y además, se caracterizó el caudal de alimentación periódicamente (3 veces a la semana).

3.3. Diseño del reactor

Para cumplir con los objetivos propuestos se dispuso de dos reactores de vidrio a escala de laboratorio, los cuales se mantuvieron en todo momento en una cámara caliente a una temperatura constante de 30 °C, para realizar el estudio en condición mesofílica. Ambos reactores tenían un volumen útil de 2 L y un volumen de reacción de 1,4 L (líquido). El contenido dentro del reactor se agitó mediante un sistema de agitación magnética con la finalidad de asegurar la homogeneidad del sistema. En la Figura 5, se muestra en detalle el sistema que se utilizó para realizar la digestión anaerobia.

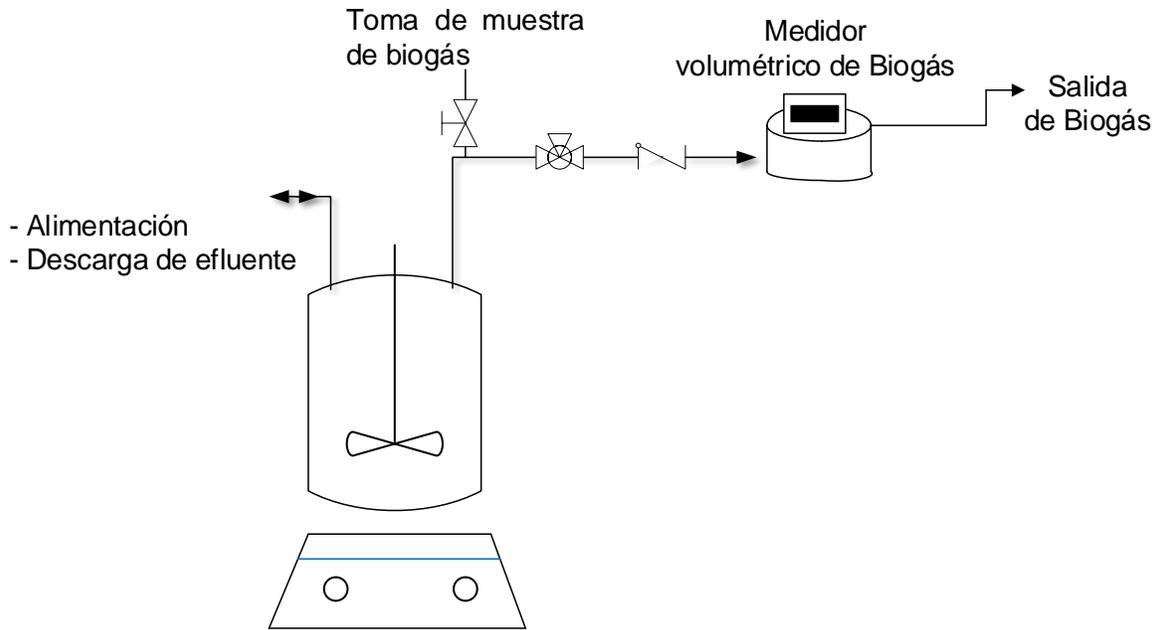


Figura 5: Sistema experimental.

3.4. Procedimiento Experimental

En la Figura 6 se muestra el arranque de ambos reactores, donde se propuso una carga inicial de 1209,7 g de agua destilada y 190,3 g de inóculo, con el objetivo de lograr una concentración de $10 \frac{g_{SVinóculo}}{L}$ dentro de cada reactor. La condición anaeróbica del sistema se generó al hacer pasar una corriente gaseosa de nitrógeno, durante 15 min. Desde el principio de la operación, se alimentó ambos reactores, cada uno con una velocidad de carga orgánica de $0,5 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ y una concentración inicial de sustrato (residuo alimentario) de $20 \frac{g_{SV}}{L}$.



Figura 6: Arranque de reactores continuos.

Al momento de realizar la alimentación de cada reactor se tomó un volumen del efluente igual al alimentado, con la finalidad de mantener el volumen de reacción constante. Por medio de una entrada y salida hermética, se realizó con una jeringa de 60 mL la carga y descarga de los reactores. Para tomar la muestra del efluente se conectó antes de la línea de salida del biogás una bolsa Tedlar con nitrógeno gaseoso, como se muestra en la Figura 7, con el objeto de mantener las condiciones anaeróbicas del sistema y controlar las variaciones de presión. Durante la alimentación, se introducían los residuos alimentarios también usando una jeringa por la línea de entrada, y la línea de salida de biogás se dejaba habilitada para prevenir el desplazamiento de aire.

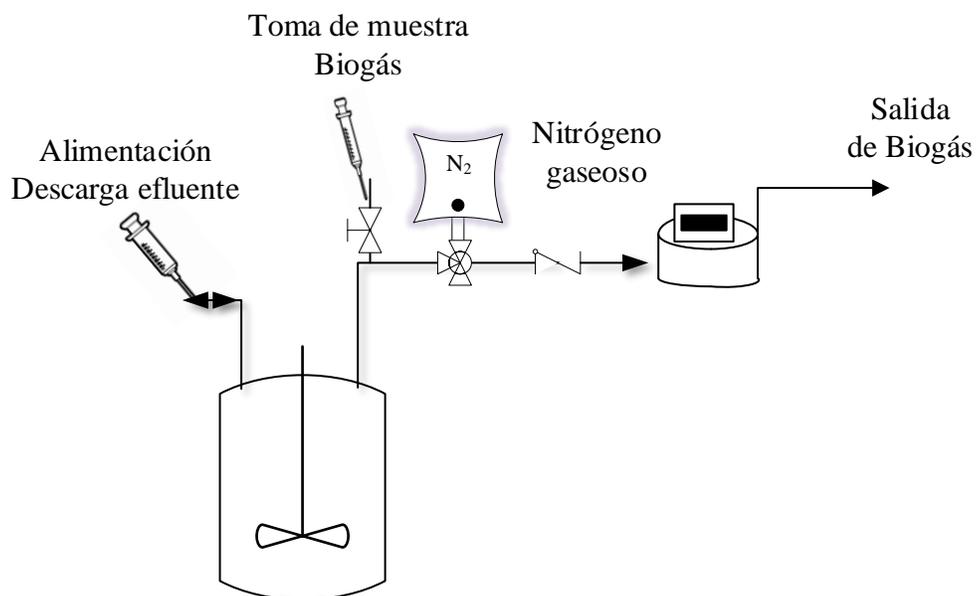


Figura 7: Sistema de alimentación y descarga de los reactores.

El pH en la alimentación fue ajustado a 7 mediante la adición de bicarbonato de sodio con una concentración de $2 \frac{g}{L}$ de solución; además, con este proceso se proporcionó alcalinidad al sistema, con el objeto de reducir riesgos de acidificación en los reactores. Al momento de realizar la alimentación se sacó previamente una cantidad de efluente de igual volumen al alimentado. Del producto obtenido del efluente se tomó muestra para realizar los análisis correspondientes (Tabla 4) y, además se caracterizó la alimentación cada vez que se realizaba. La cuantificación de biogás se realizó de forma continua mediante un medidor volumétrico y la composición se determinó por cromatografía de gases.

Tabla 4: Mediciones realizadas a los reactores durante su operación.

| Medición | Lunes | Miércoles | Viernes |
|--|-------|-----------|---------|
| pH | X | X | X |
| Alcalinidad total y parcial | X | X | X |
| AGV (titulación y cromatografía líquida) | X | X | X |
| Sólidos totales y volátiles | X | X | X |
| DQO _T y DQO _s | X | X | X |
| Nitrógeno amoniacal | X | | |
| Nitrógeno Kjeldahl | X | | |

3.4.1. Condiciones de operación

La operación del reactor se dividió en tres etapas, las cuales se detallan a continuación y se presentan técnicamente en las Tabla 5 y Tabla 6:

- *Etapa 1: Aclimatación del inóculo*

Una vez que los reactores fueron preparados y puestos en marcha en la cámara caliente, se comenzó la alimentación del sistema a una velocidad de carga orgánica constante de $0,5 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ por un período de 7 d debido a que se presentaron condiciones estables para el arranque.

- *Etapa 2: Aumento de la velocidad de carga orgánica de alimentación*

Luego de la etapa 1, se realizó un aumento de la velocidad de carga orgánica de alimentación en ambos reactores desde 0,5 a $1 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$, por medio de la modificación del tiempo de retención hidráulico y aumentando la concentración de sustrato a $30 \frac{g_{SV}}{L}$.

- *Etapa 3: Diferenciación de reactores por medio del aumento de la velocidad de carga orgánica*

De forma aleatoria se eligió un reactor, el cual continuó con una carga de $1 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ de modo de mantener las condiciones operacionales metanogénicas obtenidas en la etapa anterior (Etapa 2). Sobre el segundo reactor se efectuó un aumento de la carga orgánica a $2 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ el día 28 de operación, manteniendo la concentración de sustrato en $30 \frac{g_{SV}}{L}$ con la finalidad de estudiar los efectos sobre el sistema.

Tabla 5: Condiciones de operación del Reactor I.

| Etapa | OLR $g_{SV}/L \cdot d$ | TRH d | C_0 gSV/L | Duración d |
|-------|------------------------|-------|-------------|------------|
| 1 | 0,5 | 40 | 20 | 7 |
| 2 | 1 | 30 | 30 | 77 |

Tabla 6: Condiciones de operación del Reactor II.

| Etapa | OLR $g_{SV}/L \cdot d$ | TRH d | C_0 gSV/L | Duración d |
|-------|------------------------|-------|-------------|------------|
| 1 | 0,5 | 40 | 20 | 7 |
| 2 | 1 | 30 | 30 | 21 |
| 3 | 2 | 15 | 30 | 56 |

3.5. Métodos Analíticos

Los métodos analíticos utilizados y su clasificación se presentan en la Tabla 7, donde el sobrenadante se obtuvo por medio de centrifugar por 10 min, a 5000 *rpm* y 10 °C la muestra obtenida desde el efluente. En el caso de la fase soluble, se obtuvo luego de filtrar el sobrenadante por un filtro de 0,45 μm . En el caso específico de la cuantificación de AGV, la fase soluble fue nuevamente filtrada por un poro de 0,22 μm antes del análisis de cromatografía líquida.

Tabla 7: Análisis específicos realizados durante la experimentación.

| Análisis | Fase de la muestra | Tratamiento de la muestra |
|--|--------------------|---------------------------|
| pH | Líquido | Muestra completa |
| Cuantificación y composición de Biogás | Gaseosa | - |
| Alcalinidad | Líquido | Sobrenadante |
| AGV (titulación) | Líquido | Sobrenadante |
| AGV (cromatografía líquida) | Líquido | Fase soluble |
| SV | Líquido | Muestra completa |
| ST | Líquido | Muestra completa |
| DQO _T | Líquido | Muestra completa |
| DQO _S | Líquido | Fase soluble |
| Nitrógeno amoniacal | Líquido | Sobrenadante |
| Nitrógeno Kjeldahl | Líquido | Muestra completa |

3.5.1. Cuantificación de Biogás

Para realizar la cuantificación del biogás generado en los reactores se utilizaron medidores volumétricos de gas modelo MilliGascounter de la marca Ritter. Este equipo permite cuantificar el biogás producido midiendo directamente el volumen al subir como pequeñas burbujas a través de un líquido de embalaje. Su mecanismo provoca que la celda de medición realice pasos discretos contando un volumen específico (Ritter, 2016) y expresando en mililitros de biogás en condiciones normales de temperatura y presión (Anexo A).

3.5.2. Composición de Biogás

Diariamente se midió la composición del biogás por medio de cromatografía, utilizando un cromatógrafo de gases marca *Agilent Technologies* modelo 7890B, donde se cuantificó contenido de metano, dióxido de carbono, ácido sulfhídrico y aire (mezcla de oxígeno y nitrógeno). Este proceso se realizó inyectando una muestra gaseosa de 100 uL de forma manual, operando con gas eluyente Helio y tiempo de medición de 4 *min*, donde, la muestra pasa a través de 2 columnas: Molsieve 5A y PoraBond Q.

3.5.3. pH

La medición del pH del reactor fue cuantificada en el efluente luego de agitación y por medio de un pH-metro marca OHAUS modelo Starter2100.

3.5.4. Alcalinidad Parcial

Para el análisis de la alcalinidad parcial se utilizó 10 *mL* del sobrenadante de una muestra del efluente de cada reactor. La alcalinidad parcial fue determinada por medio del gasto de volumen de ácido sulfúrico (H_2SO_4) a 0,05 *N* requerido para llevar desde el pH inicial de la muestra hasta un pH de 5,75 (APHA; AWWA; WPCF, 1999). El valor correspondiente de alcalinidad parcial se realizó según la ecuación 5:

$$Alcalinidad\ parcial = \frac{50.000 \cdot V_{ácido\ gastado} \cdot N}{V_{muestra}} \cdot \theta \quad \frac{mg\ CaCO_3}{L} \quad (5)$$

Dónde:

N = Normalidad del ácido sulfúrico

θ = Factor de dilución de la muestra

3.5.5. Alcalinidad Total

Para determinar la alcalinidad total, se utilizó la misma muestra usada en el análisis de alcalinidad parcial (3.5.4.). Utilizando Ácido Sulfúrico (H_2SO_4) a 0,05 *N* se llevó la muestra desde su pH original hasta un valor de 4,3 (APHA; AWWA; WPCF, 1999). El cálculo de la alcalinidad total se realizó según la ecuación 6:

$$\text{Alcalinidad total} = \frac{60.000 \cdot V_{\text{ácido gastado}} \cdot N}{V_{\text{muestra}}} \cdot \theta \frac{\text{mg CaCO}_3}{L} \quad (6)$$

Dónde:

N = Normalidad del ácido sulfúrico

θ = Factor de dilución de la muestra

3.5.6. Ácido Grasos Volátiles

3.5.6.1. Por titulación

Para obtener los AGV por titulación se utilizó la muestra utilizada para determinar alcalinidad total, la cual fue estabilizada a pH 3 y posteriormente, hervida durante 5 *min.* Luego, de enfriar la muestra a temperatura ambiente se cuantificó el gasto volumétrico para cambiar el pH de la muestra desde pH 4 a 7 usando una solución Hidróxido de Sodio ($NaOH$) 0,01 *N.* El cálculo de los ácidos grasos volátiles por titulación se realizó según la ecuación 7:

$$AGV'S = \frac{60.000 \cdot V_{NaOH \text{ gastado}} \cdot N}{V_{\text{muestra}}} \cdot \theta \frac{\text{mg CH}_3\text{COOH}}{L} \quad (7)$$

N = Normalidad del hidróxido de sodio

θ = Factor de dilución de la muestra

En los casos en que la concentración de AGV fue mayor a 180 *ppm* se utilizó un factor de corrección de 1,5 (APHA; AWWA; WPCF, 1999).

3.5.6.2. Por cromatografía líquida

La identificación de la concentración de diferentes ácidos grasos volátiles fue realizada por cromatografía líquida de alto rendimiento (HPLC) utilizando un cromatógrafo marca Agilent Technologies modelo 1260 Infinity. El equipo trabajó usando como fase móvil una solución de ácido sulfúrico 0,005 *mMol/L* y con 2 módulos de detección operando en forma simultánea: DIR (Detector de índice de infrarrojo) y DAD (Detector de arreglo de diodo), donde, el primero fue el que determinó azúcares y el segundo ácidos grasos volátiles a una longitud de onda de 210 *nm* (Vasconcelos, Leal, Cammarota, Matos, & Santana, 2011).

3.5.7. Sólidos Totales y Volátiles

Para obtener los sólidos totales y volátiles se utilizó el método estándar para aguas residuales “*American Publics Health Asocciation*” (APHA; AWWA; WPCF, 1999), donde las muestras del efluente y la alimentación fueron masadas en crisoles y secadas en una estufa a 105 °C por 24 h para determinar los sólidos totales. Para determinar los sólidos volátiles la muestra anterior se calcinó en una mufla por 24 h a 550 °C.

3.5.8. Demanda Química de Oxígeno

El análisis de demanda química de oxígeno total y soluble (DQO_T y DQO_S) se realizó mediante reflujo cerrado en base al método estándar colorimétrico de “*American Publics Health Asocciation*” (APHA; AWWA; WPCF, 1999). Se agregó 2,5 mL de la muestra en un tubo de ensayo, para luego adicionar 1,5 mL de la solución digestora y 3,5 mL de la solución catalítica. Se agitó el contenido del tubo y se colocó en un digestor marca VELP Scientifica modelo ECO25 por un período de 2 h a 150 °C. Una vez fría la muestra se midió la absorción en un espectrofotómetro marca ANALYTIK JENA modelo SPECORD 200 plus a una longitud de onda de 600 nm. Para medir la DQO_S se utilizó la fase soluble de la muestra.

3.5.9. Nitrógeno Amoniacal

La determinación de nitrógeno amoniacal se realizó por el método estándar utilizando la técnica de destilación y titulación (APHA; AWWA; WPCF, 1999). La muestra fue trasvasijada a los tubos de destilación para luego, pasar al proceso de destilación en un destilador marca VELP Scientifica modelo UDK 139. En un matraz Erlenmeyer que contiene ácido bórico al 2% se recogió la solución resultante de la destilación, donde fue valorada con ácido sulfúrico (H_2SO_4) a 0,1 N hasta llegar a un color morado vibrante.

3.5.10. Nitrógeno Kjeldahl

Antes de digerir la muestra se preparó el tubo, añadiendo 15 mL de H_2SO_4 al 98%, una tableta catalizadora y 6 perlas de ebullición. La digestión fue realizada en un digestor marca VELP Scientifica modelo DK 8, donde, se realizó el calentamiento en cuatro etapas: a 75°C por 15 min para evitar una reacción exotérmica violenta, luego a 150 °C por 30 min para evaporar el agua presente, posteriormente a 250 °C por 30 min para reducir los humos blancos y finalmente a 250 °C por 60 min. Al terminar el proceso de digestión se enfriaron

las muestras a temperatura ambiente para realizar la destilación (APHA; AWWA; WPCF, 1999) (Ver proceso de destilación en el apartado 3.5.9).

4. Resultados y Discusión

4.1. Caracterización residuo alimentario

En la Tabla 8 se muestra las características que posee el residuo alimentario mixto simulado, donde este posee un alto contenido orgánico y una relación $SV/ST = 97\%$, lo que indica que es un sustrato orgánico fácil de biodegradar y adecuado para realizar procesos anaerobios. Además, presentó un pH con un leve grado de acidez (5,59), en comparación al rango óptimo utilizado en la digestión anaerobia que oscila entre 6,8 y 8 (Gould, 2015). Debido a la acidez que presenta el residuo se realizó el ajuste del pH de la alimentación del reactor según se indicó en la Metodología.

Tabla 8: Caracterización del residuo alimentario mixto original.

| Parámetro | Unidad | Valor |
|------------------|-----------------------|-----------------|
| pH | - | 5,59 |
| SV | $g_{SV}/kg_{muestra}$ | $196,8 \pm 2,1$ |
| ST | $g_{SV}/kg_{muestra}$ | $202,1 \pm 0,1$ |
| Humedad | % | $79,9 \pm 0,2$ |
| DQO _T | g_{O_2}/L | $162,6 \pm 2,0$ |

4.2. Operación de los reactores

Considerando que el objetivo general de este trabajo es valorizar un residuo alimentario mixto y comparar la factibilidad de obtener dos posibles productos deseados, mediante la digestión anaerobia. Los resultados se concentrarán en la comparación del comportamiento operacional de los dos reactores estudiados (Reactor I y II). Ambos reactores operaron de forma continua durante 84 *d*, donde los primeros 7 *d* se realizó la aclimatación del inóculo, luego durante 21 *d* se operaron ambos a las mismas condiciones operacionales, y posteriormente la diferencia entre ambos fue la velocidad de carga orgánica (OLR), siendo 1 y $2 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$, respectivamente. Como respuesta principal, fue posible evaluar la capacidad de transformar la materia orgánica presente en el residuo alimentado mixto, en función de la condición operacional utilizada, en distintos productos de valor agregado; y los resultados se presentarán como: monitoreo de la demanda química de oxígeno, pH, ácidos grasos volátiles y productividad de biogás.

4.2.1. Monitoreo de la demanda química de oxígeno

Como se observa en el Figura 8, en los primeros 21 *d* de operación de ambos reactores operando a un OLR de $1 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$, presentaron una remoción de materia orgánica similar con un valor de $47 \pm 8 \%$ y $41 \pm 15\%$ para el Reactor I y II, respectivamente. Luego de realizar el cambio operacional y diferenciar la operación de ambos reactores se obtuvo que el Reactor I presentó una biodegradación de la materia orgánica de un $70 \pm 3\%$, alcanzado un estado estacionario luego de 58 *d* de operación (Figura 8-a). En el caso del Reactor II (Figura 8-b), luego de 16 *d* de operando a un OLR de $2 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ (46 d de operación), la eliminación de DQO_T disminuyó abruptamente a un valor de 29% ,y posteriormente se mantuvo, alcanzando un promedio de $6 \pm 5\%$ hasta el final de la operación. Al comparar la eficiencia de la eliminación de DQO_T en estado estacionario de ambos sistemas, es posible indicar que la mayor eliminación de DQO_T se logró al mantener un OLR de $1 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ en el Reactor I; en cambio, a una velocidad de carga orgánica de $2 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ en el Reactor II se apreció que la remoción de materia orgánica desde la fase líquida disminuyó (Figura 8-b), demostrando que esa condición operacional no favorece la eliminación de materia orgánica desde la fase líquida para transformarse en metano, llegando incluso a ser similar a la alimentada como se aprecia en la Figura 18-b (Anexo B). Estos resultados muestran que en el caso del primer reactor la materia orgánica está siendo eliminada desde la fase líquida, pero aún no es posible indicar en qué producto fue transformada. Por el contrario, en el caso del Reactor II, es posible indicar que la materia orgánica sigue estando contenida en la fase líquida, pero no es posible indicar si ha sido transformada en un producto distinto al alimentado.

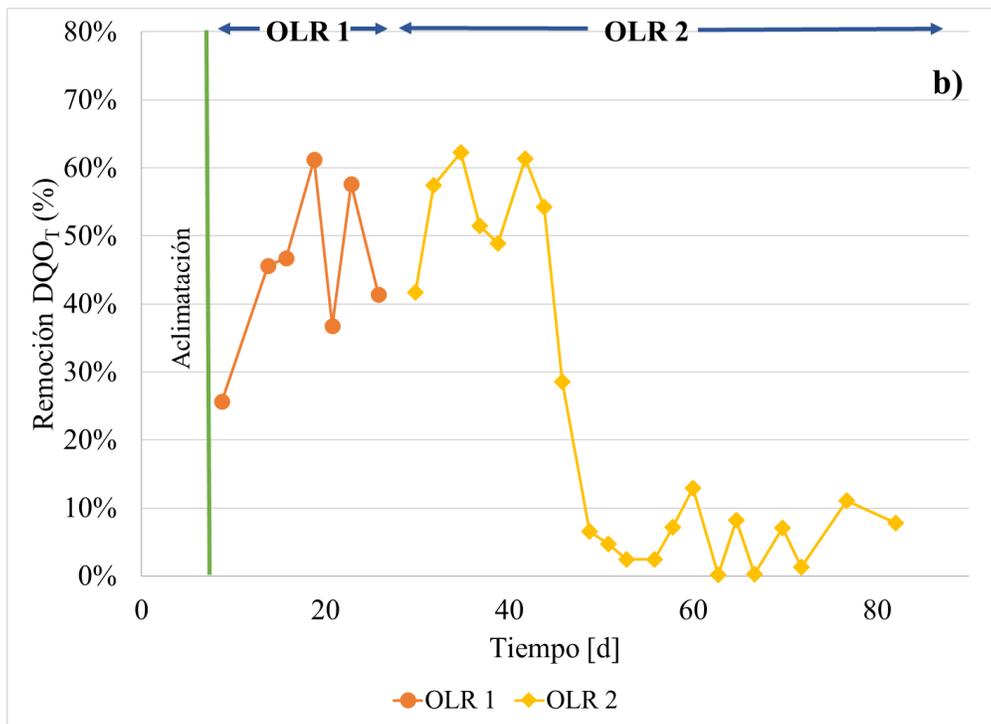
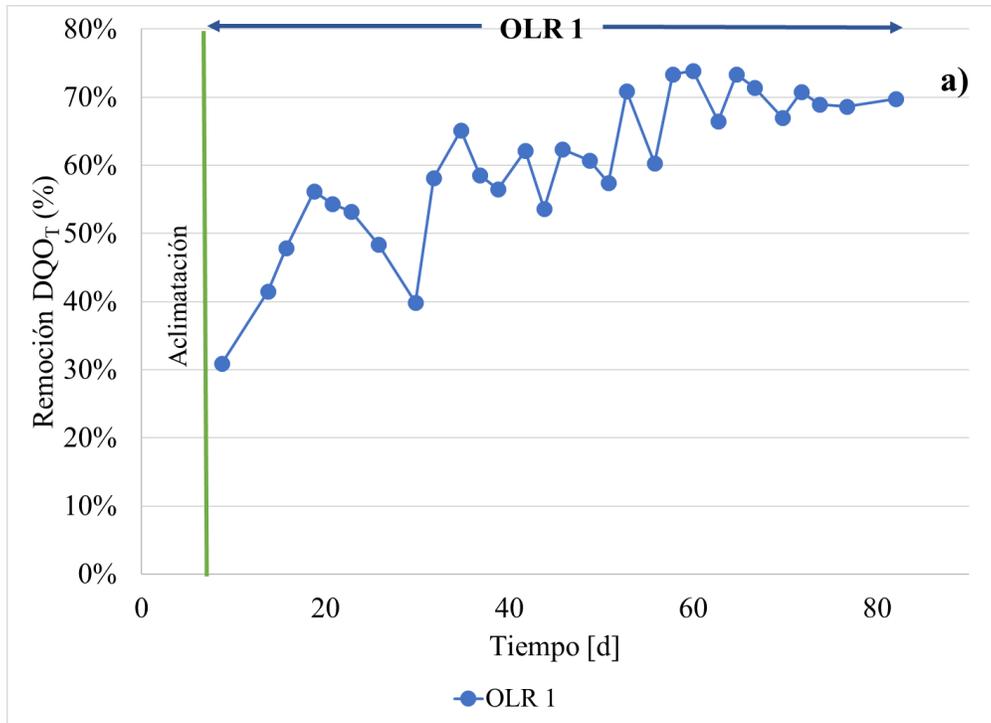


Figura 8: Remoción de compuestos orgánicos expresados como DQO_T durante la operación de: (a) Reactor I y (b) Reactor II.

En la Figura 9, se presenta el comportamiento comparativo para la demanda química de oxígeno soluble (DQOs) durante la operación, tanto de la alimentación como del efluente. Como comportamiento inicial, es posible indicar que el Reactor I mostró una tendencia a reducir el contenido de DQO_s , siendo siempre la concentración del efluente menor que la de la alimentación durante toda la operación a OLR de $1 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ (84 d de operación) (Figura 9-a). Este comportamiento también se observó en el Reactor II durante el período de operación a igual carga orgánica que el Reactor I (21 d de operando a OLR $1 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$). Sin embargo, luego del aumento de carga orgánica se observó el aumento de la DQO_s de forma progresiva (Figura 9-b), superando al valor de la alimentada luego de 23 d de operando a un OLR de $2 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ (53 d de operación). Claramente, este resultado muestra como el Reactor II presenta un proceso que estimula la solubilización de compuestos orgánicos desde la fase suspendida del residuo alimentario a una fase soluble. Al estudiar resultados de sistemas similares en literatura, se observó una alta producción de DQO_s durante la digestión anaerobia de un residuo alimentario a un pH no controlado, sugiriendo que a condiciones ácidas se promueve la etapa de hidrólisis, que es la encargada de generar las moléculas orgánicas solubles (Wang et al., 2014). Además, el alza de la concentración de DQOs también podría atribuirse al aumento del carbono orgánico soluble producido durante la etapa de acidogénesis dentro del reactor, siendo el crecimiento de la DQO_s producto de una posible acumulación de ácidos grasos volátiles (Lim et al., 2008). En base a los resultados obtenidos, es posible indicar que en el caso del Reactor I se está ratificando su capacidad de remover materia orgánica desde la fase líquida y en el caso del Reactor II se observó una variación significativa del contenido de DQOs, lo que se interpreta como una transformación de la materia orgánica alimentada en moléculas solubles más pequeñas que las originales, presuntamente ácidos grasos volátiles.

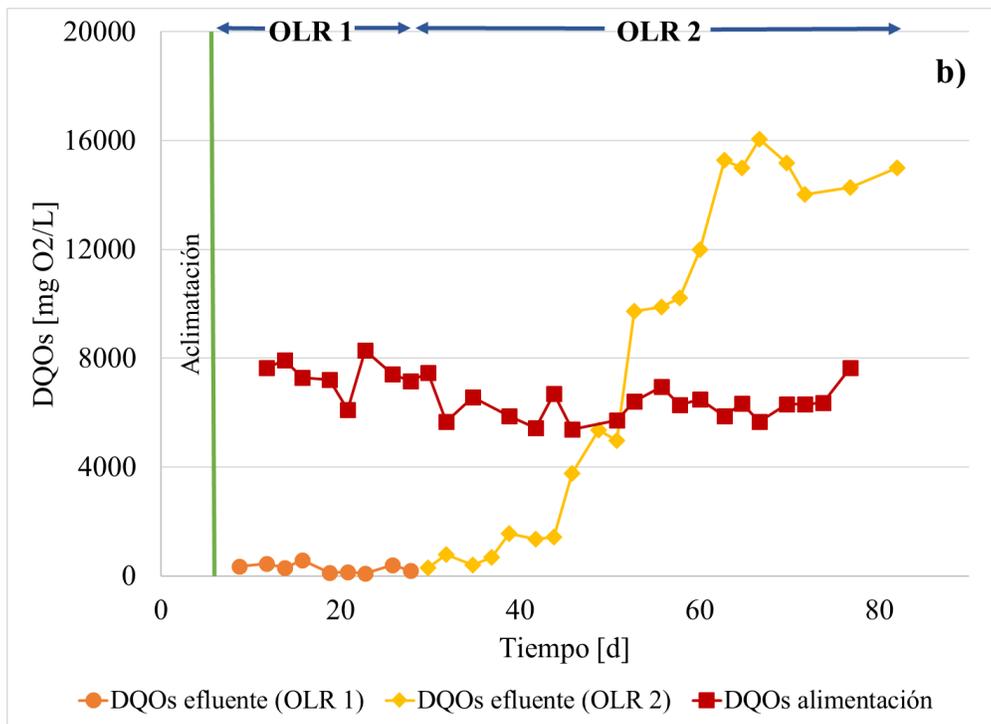
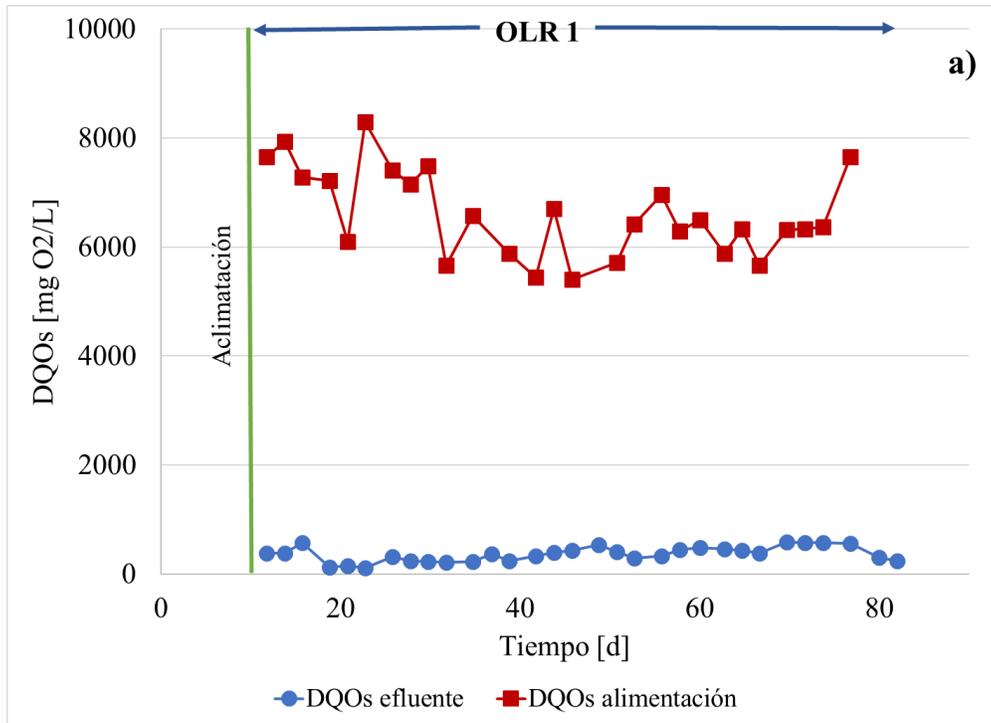


Figura 9: Variación de la concentración de DQOs durante la operación de: (a) Reactor I, (b) Reactor II.

4.2.2. Productividad de Biogás en el sistema

Considerando que los reactores fueron operados en condiciones anaerobias (ausencia de oxígeno) y que el inóculo utilizado fue un inóculo anaerobio se monitoreó la productividad de metano durante la operación (Figura 10). En el caso del Reactor I obtuvo una productividad de $163 \pm 19 \text{ mL } CH_4/g_{SV}$ luego de 10 d operación, donde se mantuvo un estado estacionario hasta el final de la operación a una velocidad de carga orgánica de $1 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ (84 d de operación), donde además su contenido de metano fue de $43 \pm 4 \%$ (Anexo C), por lo que es posible indicar que la capacidad de producción de biogás y metano de este reactor se mantuvo aparentemente estable y sería posible caracterizarlo como un reactor anaerobio que produce biogás (Ver Figura 20 del Anexo D). Por otra parte, el Reactor II (Figura 10-b) durante la operación a OLR a $1 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ obtuvo una productividad de metano de $178 \pm 17 \text{ mL } CH_4/g_{SV}$ (muy similar al Reactor I), pero al aumentar la velocidad durante los primeros 22 d de funcionamiento a una carga orgánica a un OLR de $2 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ se observó una productividad de $167 \pm 69 \text{ mL } CH_4/g_{SV}$, la que finalmente disminuyó a cero luego de 51 d de operación. El contenido de metano después de realizar el cambio operacional fue alrededor de $44 \pm 12 \%$ durante 22 d operando a OLR de $2 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ (51 d de operación) (Anexo C), el que posteriormente disminuyó de forma abrupta hasta volverse no detectable vía cromatografía, lo que indicó una inhibición de la etapa metanogénica del proceso de digestión anaerobia. Al comparar los valores obtenidos para la productividad de metano a partir de residuos alimentarios con la literatura, se observó que los máximos alcanzados por ambos reactores se corresponden con los reportados para OLR's de 1 y $2 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$. Por ejemplo, se tiene que para condiciones similares de operación a las presentadas previamente se alcanzó 206 y 230 $\text{mL } CH_4/g_{SV}$ como máximo (Kumar, Sivagurunathan, Park, & Kim, 2016). Además, a un OLR cercano a $2 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ se observó una inhibición de la metanogénesis, luego de 15 d operación (Liu et al., 2017), comportamiento concordante con lo observado para el Reactor II.

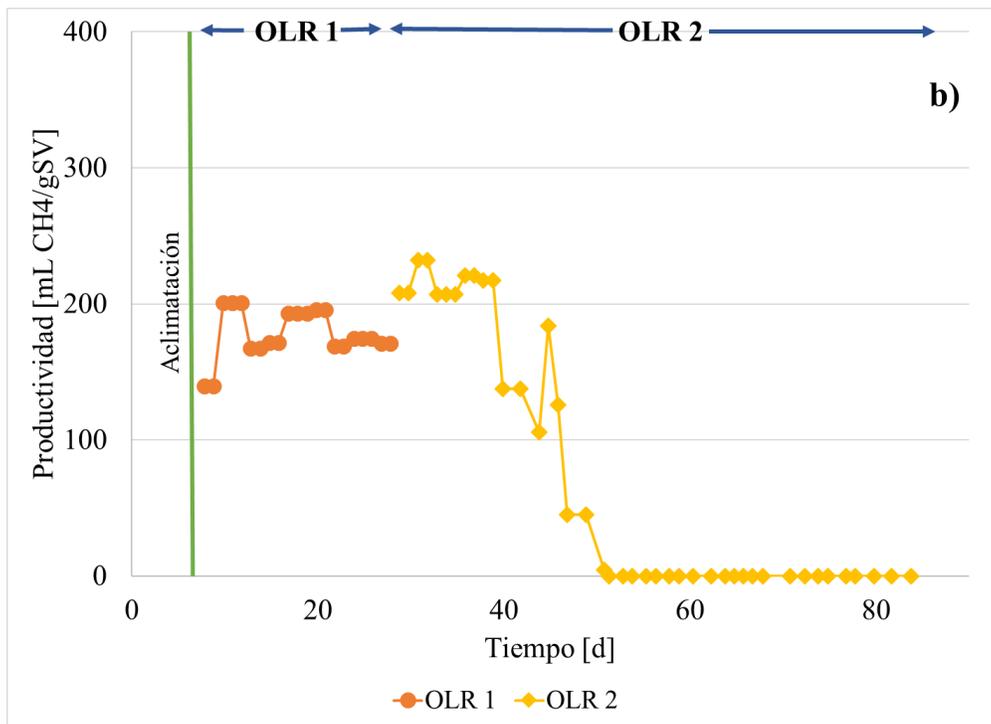
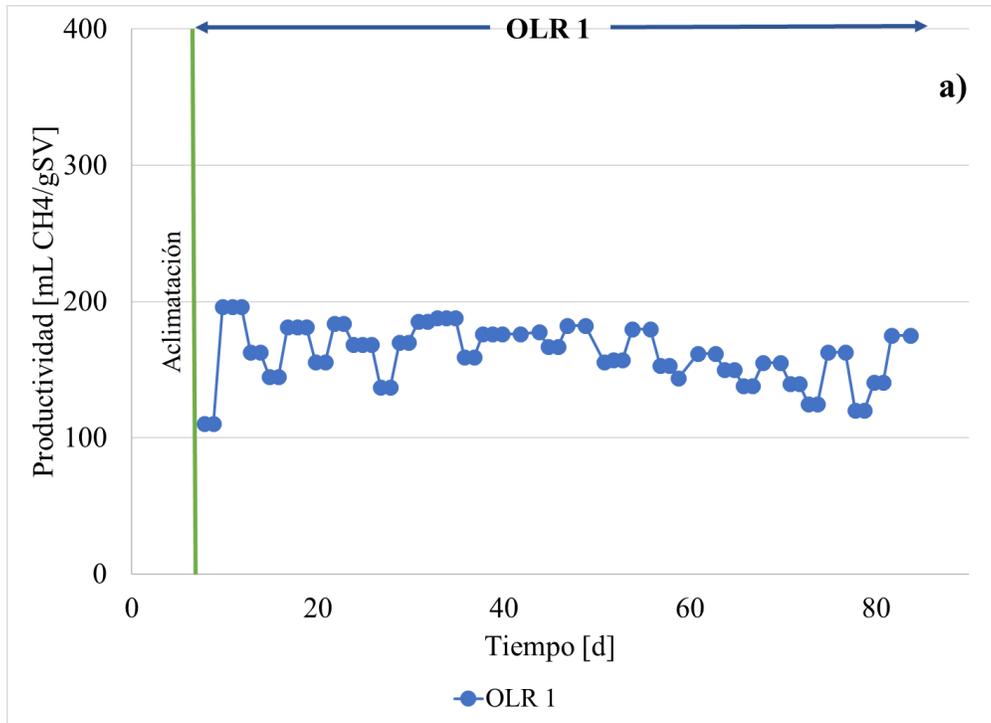


Figura 10: Productividad de metano durante la operación para: (a) Reactor I, (b) Reactor II.

4.2.3. Monitoreo del pH en el sistema

Con el objetivo de entender de mejor forma el comportamiento de los reactores, durante su operación se monitoreo el pH en ambos sistemas (Figura 11), donde se observó que el pH del Reactor I fue en promedio $7,06 \pm 0,06$; por tanto, es posible indicar que durante la operación del reactor a un OLR de $1 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$, se mantuvo un pH considerado como óptimo para llevar a cabo el proceso de digestión anaerobia (6,8 – 8) (Gould, 2015). En el caso del Reactor II, en una primera instancia el pH promedio fue de $7,11 \pm 0,09$; sin embargo, luego de realizar el cambio en la velocidad de carga orgánica a $2 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$, el pH disminuyó de forma abrupta tras 49 *d* de operación, alcanzando un pH de 3,15 al final de la operación. Este fenómeno también fue observado a través de otras variables medidas, tales como la alcalinidad (parcial y total), la que se redujo sostenidamente y luego se volvió cero (no fue posible seguir midiéndola – más información en Anexo F). La disminución significativa del pH observada puede deberse por la producción y acumulación de agentes que acidifiquen en el sistema. Además, es necesario considerar que se reporta que a pH ácido (menor a 6,5) los microorganismos metanogénicos se inhiben y dejan de convertir los ácidos en biogás, incrementando la velocidad de acumulación de AGV (Liu et al., 2017). De forma adicional, se observó una diferenciación de aspecto para ambos reactores según se cuantificaba el cambio de pH (Figura 12), donde el Reactor I presentó una coloración negra estable durante toda la operación y el Reactor II fue aclarándose de forma paulatina, llegando a ser café-grisáceo.

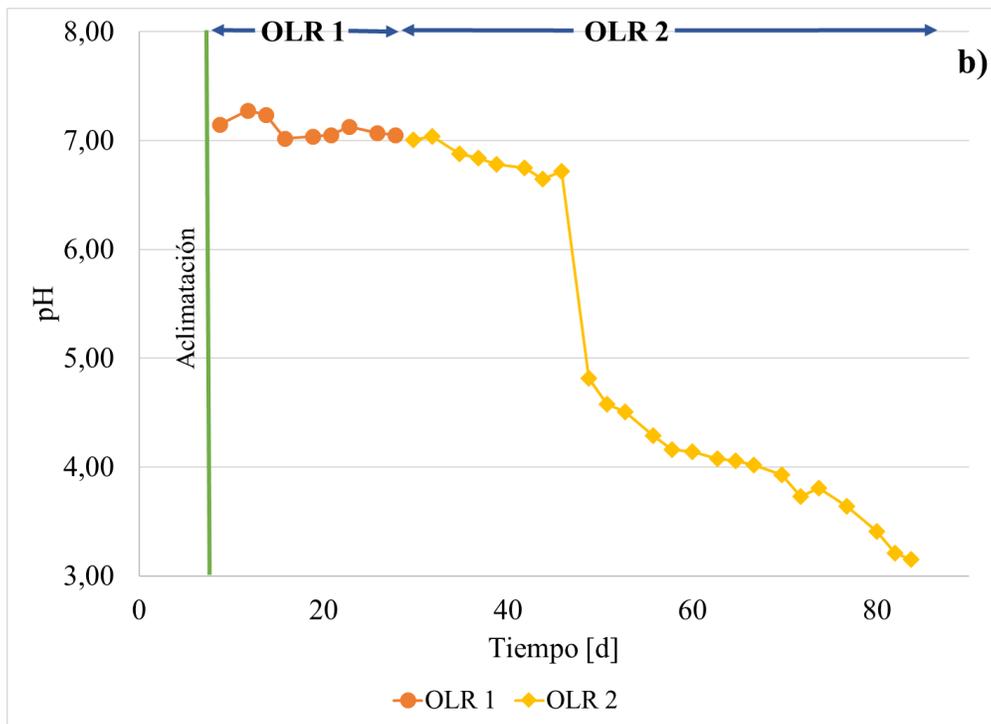
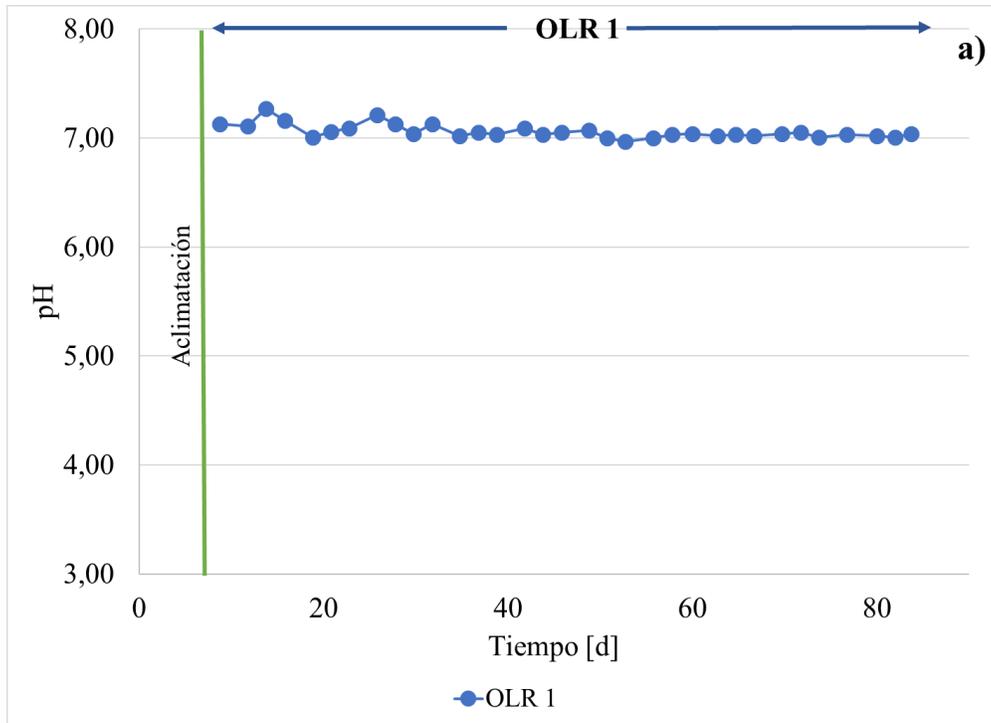


Figura 11: Seguimiento del pH durante la operación para: (a) Reactor I y (b) Reactor II.



Figura 12: Comparación del aspecto de los reactores en estudio: izquierda (Reactor I) y derecha (Reactor II).

En el caso de la variación de nutrientes en el sistema, la literatura presenta que una acumulación de nitrógeno amoniacal en el sistema puede participar como un amortiguador ante acumulación de ácidos grasos volátiles, evitando así una caída en el pH (Rouez et al., 2016). En la Figura 13 se observa que las concentraciones de nitrógeno amoniacal aumentaron en función del tiempo en el Reactor I, alcanzando un máximo de $351,21 \frac{mgN}{L}$, concentración que no se encuentra en el rango de $1700 - 1800 \frac{mgN}{L}$, considerado inhibitorio para la metanogénesis (Zhang et al., 2014). Por el contrario, en el Reactor II las concentraciones se mantuvieron con una tendencia a la baja durante la etapa de operación a $OLR 2 \frac{gSV}{L \cdot d}$. Al comparar los resultados obtenidos con la literatura, se observan reportes similares, donde a un pH no controlado (<4), como fue el caso del Reactor II, las concentraciones de nitrógeno amoniacal se mantuvieron bajas y estables, y donde esa disminución fue atribuida a la toxicidad que se presenta en condiciones ácidas, disminuyendo así la actividad de los microorganismos hidrolíticos que actúan sobre las proteínas (Wang et al., 2014).

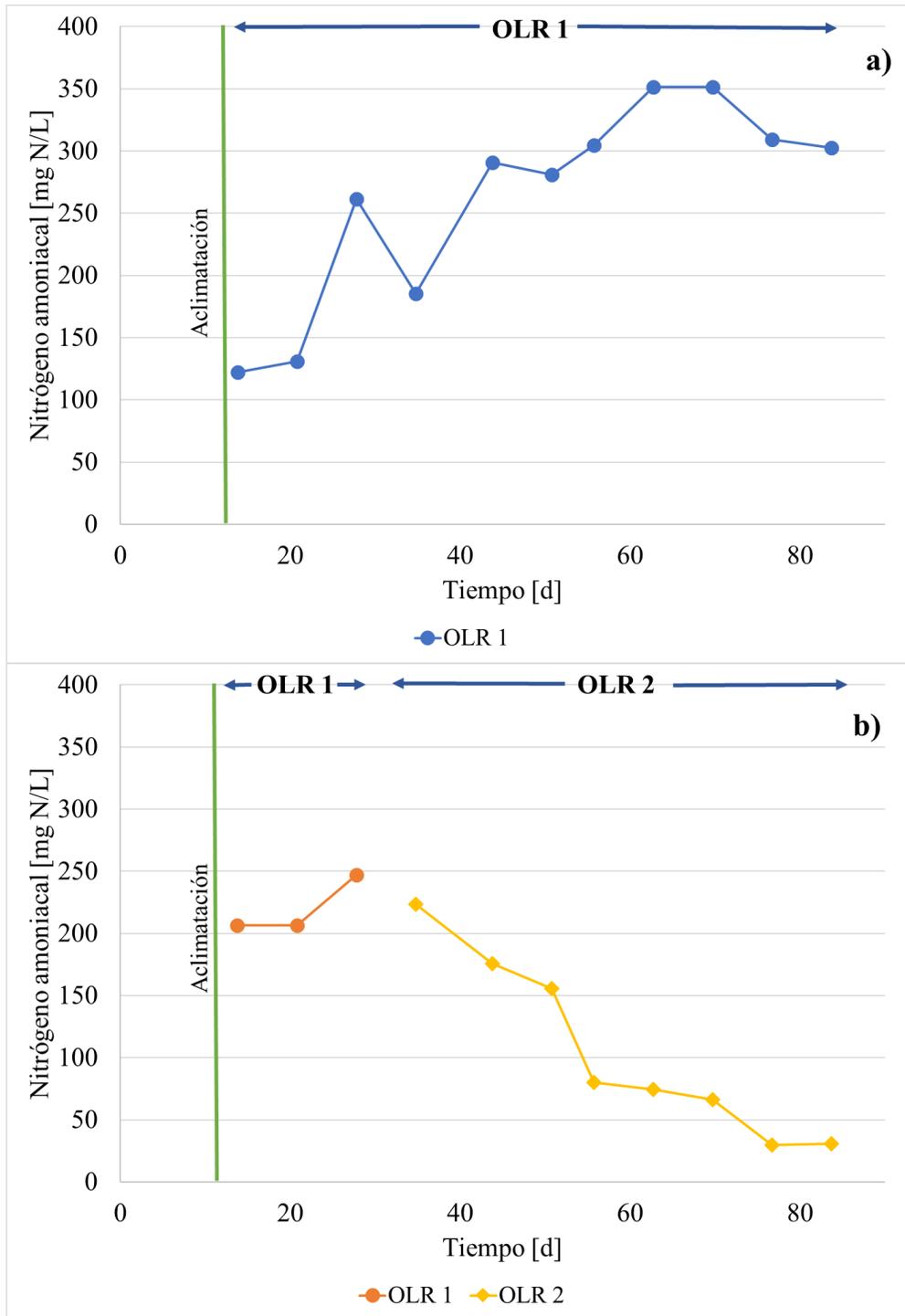


Figura 13: Concentración de nitrógeno amoniacoal durante la operación para: (a) Reactor I, (b) Reactor II.

4.2.4. Monitoreo de Ácidos Grasos Volátiles en el sistema

La concentración de ácidos grasos volátiles medidos por valoración en el Reactor I (Figura 14-a), se mantuvo en niveles considerados bajos durante toda la operación a OLR $1 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ (84 *d* de operación), obteniendo un promedio de $99 \pm 13 \frac{mg CH_3COOH}{L}$. En el caso del Reactor II se obtuvo una concentración de AGV estable con un promedio de $96 \pm 17 \frac{mg CH_3COOH}{L}$ en la segunda etapa (OLR $1 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$), siendo estadísticamente igual a la obtenida para el Reactor I, la que luego de aumentar la velocidad de carga orgánica al doble (OLR $2 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$) se afectó de forma significativa. Tal como se observa en la Figura 14-b, la concentración de AGV aumentó rápidamente luego de 49 *d* de operación, la que posteriormente se mantuvo relativamente estable en $5666 \pm 775 \frac{mg CH_3COOH}{L}$ ($6063 \pm 830 \frac{mg DQO_{eq}}{L}$) y $11994 \frac{mg DQO_{eq}}{L}$ usando el método de titulación y cromatografía líquida, respectivamente. Esta acumulación de ácidos grasos volátiles cuantificada, explica la acidificación del sistema descrito previamente (Figura 11) y que provocó como resultado la inhibición del proceso de metanogénesis en el Reactor II. Este comportamiento también ha sido observado en la literatura, donde se reportan concentraciones máximas de $3940 mg/L$, cuando se operan reactores sin control de pH (Jiang et al., 2013).

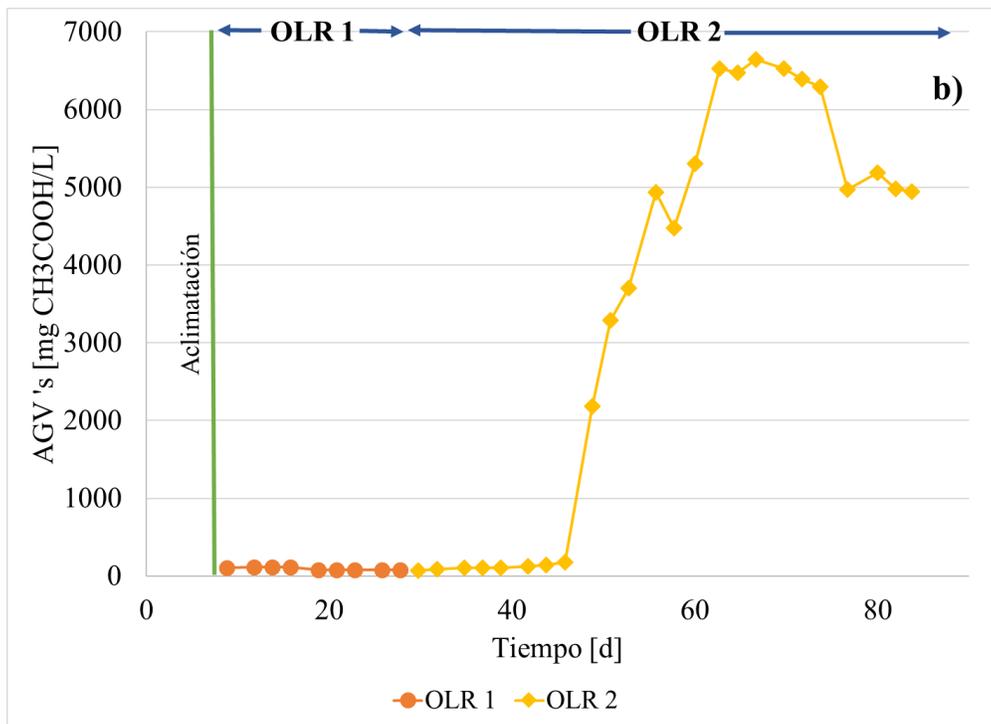
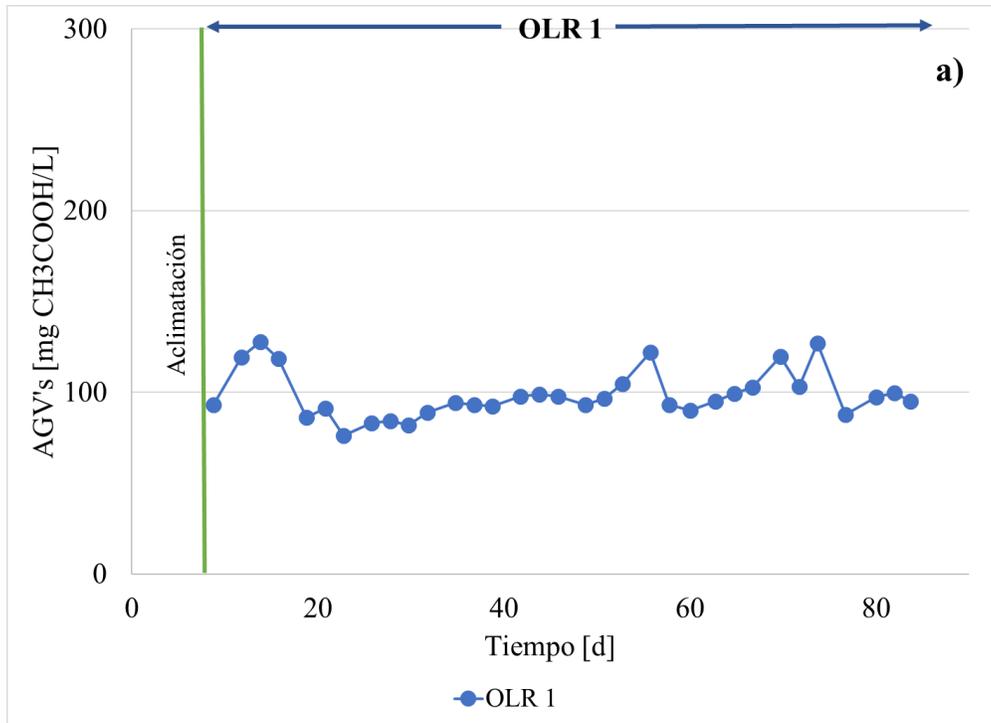


Figura 14: Variación de la concentración de ácidos grasos volátiles durante la operación para: (a) Reactor I y (b) Reactor II.

Para entender lo que ocurre en la etapa de acidogénesis del proceso global, es necesario conocer el grado de acidificación (Anexo E), el cual representa la fracción de materia orgánica de fácil fermentación que se encuentra presente en la fracción soluble y que se convierte en ácidos grasos volátiles (Jiang et al., 2013), la que se calcula como la fracción de concentración de AGV equivalente en DQO respecto al contenido de DQOs (relación AGV/DQO_S). Como se observa en la Figura 15, el grado de acidificación se mantuvo relativamente estable durante la operación del Reactor I, donde los AGV fueron en promedio de $29,3 \pm 8,6\%$ de la DQO_S . Por otro lado, en el caso del Reactor II, el grado de acidificación aumentó en función del tiempo de operación y luego de realizar el cambio de carga de alimentación a OLR de $2 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$; donde luego de $49 d$ de operación, la acidificación del sistema fue en promedio de $47,4 \pm 8,7\%$, es decir, casi el 50% de la materia orgánica presente en la fase soluble fue transformada en ácidos grasos volátiles.

Para conocer la composición de ácidos grasos volátiles presentes en las fases solubles, se realizó el análisis de los mismos mediante HPLC; sin embargo, no fue posible detectar estos compuestos en el Reactor I debido a que las concentraciones individuales se encontraban bajo el rango de detección del mismo. Por otro lado, la composición principal de los ácidos grasos volátiles cuantificados en el Reactor II (Figura 16) incluyen ácido acético, propiónico y butírico; lo que es consecuente con la información presentada en la literatura respecto a producción de ácidos grasos volátiles a partir de residuos alimentarios (Jiang et al., 2013; Lim et al., 2008; Shen et al., 2013). De forma más específica, durante el estudio realizado se observó que la mayor concentración de ácido acético y butírico fue de 4068 y 3467 mg/L , respectivamente; luego de 65 d de operación, lo que representó el 34 y 49 % del total de AGV en base a DQO_{eq} . Además, la concentración máxima de ácido propiónico se obtuvo luego de 55 d de operación, alcanzando un valor de 3299 mg/L ; representado el 51% del total de los AGV en base a DQO_{eq} . Posteriormente, la concentración del compuesto fue disminuyendo en el tiempo manteniendo una concentración estable de $2132 \pm 229 mg/L$ después de 74 d de operación.

Respecto al grado de acidificación obtenido en el Reactor II ($47,4 \pm 8,7\%$), el valor obtenido fue mayor que los que se han reportado en literatura para operación de reactores sin control de pH, donde la concentración de AGV representó solo el 6,6%. De forma adicional, al

revisar estudios para la producción de AGV con control de pH (en torno a 6 y en régimen semi-continuo ($OLR \approx 5 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$)) la principal composición de AGV reportada fue de: ácido butírico (33%), acético (27%) y propiónico (24%) (Jiang et al., 2013); en el caso de un pH de 5,5 ($OLR \approx 5 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$), se obtuvo una mayor contribución por parte del ácido acético (30%), seguido de propiónico (29%) y por último butírico (23%) (Lim et al., 2008). Como se aprecia en la Figura 16, la composición obtenida en este estudio en el Reactor II correspondió a: ácido butírico (49%), acético (34%) y propiónico (17%), siendo valores significativamente mayores que los otros resultados de literatura. Desde ese punto de vista, la ventaja de trabajar a un pH no controlado fue que se logró producir un mayor contenido de ácido butírico y acético, donde el primero posee uno de los precios más elevados del mercados y el segundo, posee una mayor producción en comparación a los otros ácidos. Además, para lograr mantener un pH controlado es necesario adicionar de soluciones amortiguadoras con hidróxido de sodio o ácido clorhídrico, aumentando los gastos operacionales del proceso de producción de ácidos grasos volátiles.

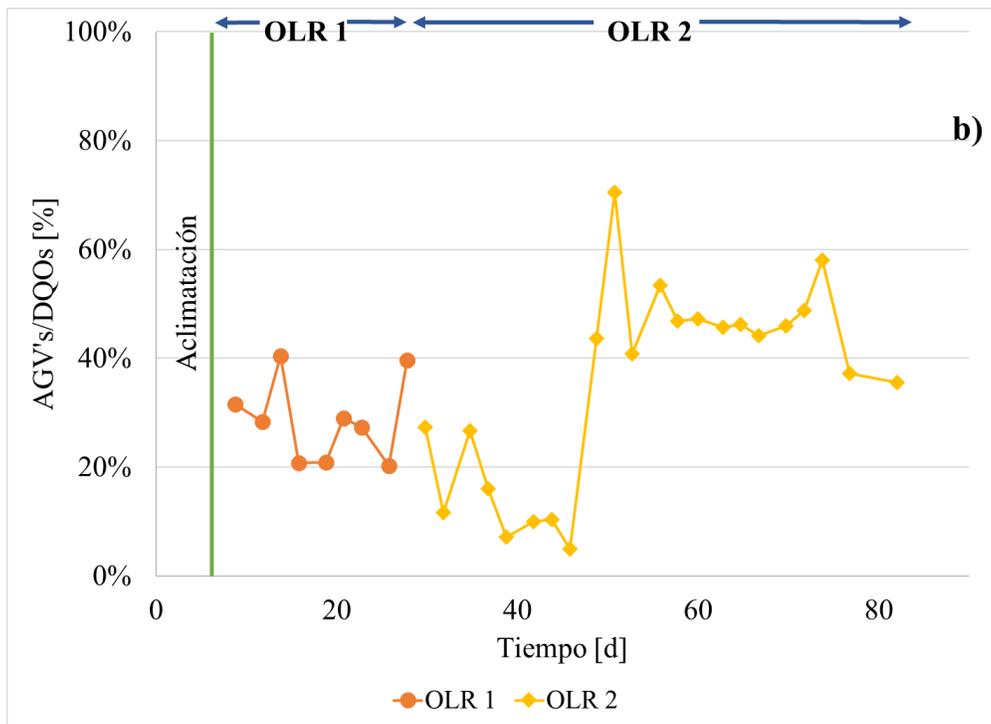
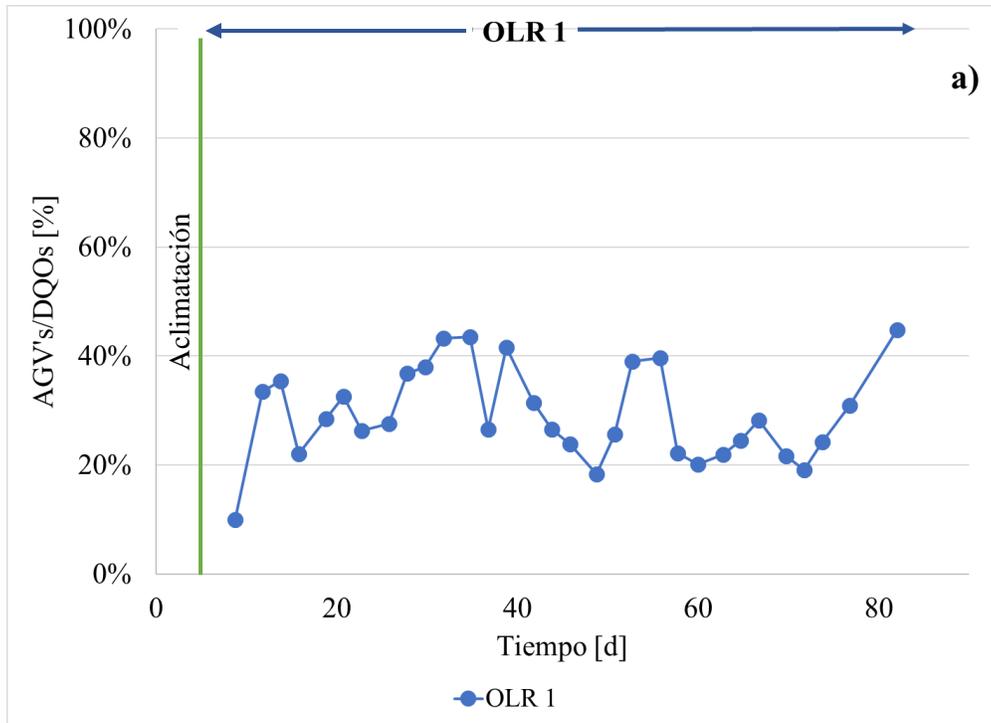


Figura 15: Variación del grado de acidificación durante la operación para: (a) Reactor I y (b) Reactor II.

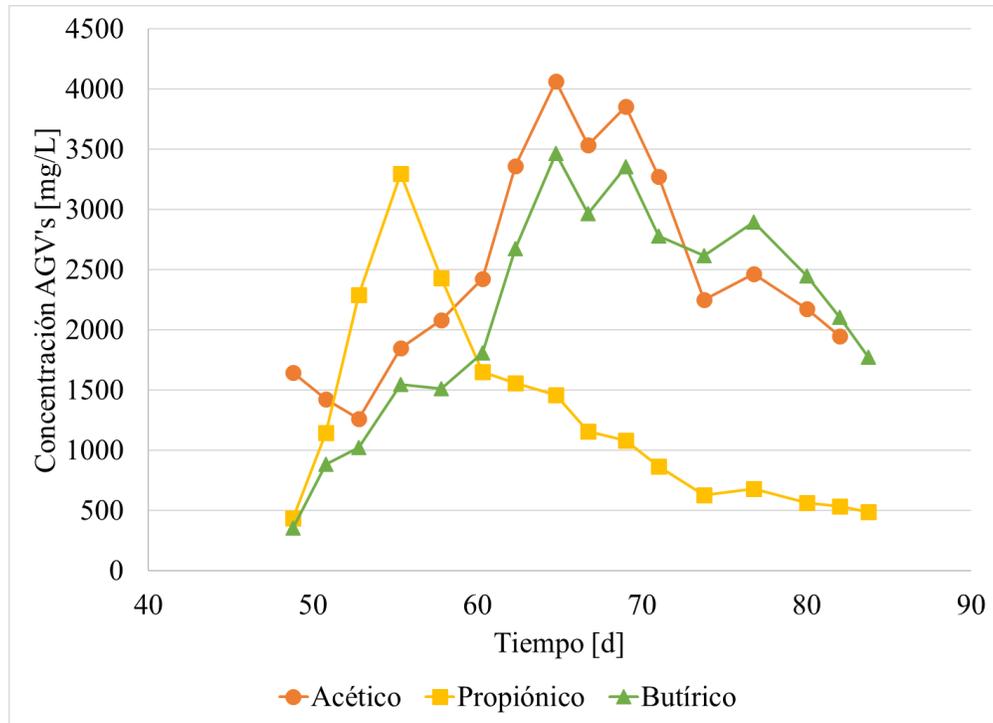


Figura 16: Variación de la concentración de ácidos grasos volátiles en el Reactor II en función del tiempo de operación.

Finalmente, la mejor forma de expresar el resultado de operación del proceso en estudio corresponde a cuantificar la productividad de los ácidos grasos volátiles, el que permite evaluar el rendimiento de operación del reactor relacionando cuánto residuo alimentario que es alimentado se transformó en AGV. En este caso de estudio, la productividad de AGV obtenida en el Reactor I (Figura 17-a) se mantuvo en niveles bajos durante toda la operación, alcanzando un valor promedio de $0,004 \pm 0,001 \frac{g \text{ AGV}}{g_{SV}}$. Este resultado no es negativo, sino que demuestra claramente que el Reactor I transformó la materia orgánica en biogás (metano), por lo que el contenido de AGV detectado correspondería a materia orgánica no metabolizada. En el caso del Reactor II, la productividad se mantuvo baja durante el período inicial, es decir, a un OLR $1 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ con un promedio de $0,003 \pm 0,001 \frac{g \text{ AGV}}{g_{SV}}$; sin embargo, luego de realizar el aumento en la velocidad de carga orgánica se obtuvo un alza progresiva alcanzando un rendimiento de $0,196 \pm 0,024 \frac{g \text{ AGV}}{g_{SV}}$ luego de 14 d de operación desde la acidificación del sistema (63 d de operación). En este caso, el rendimiento de los ácidos

grasos volátiles máximo obtenido fue de $0,221 \frac{g \text{ AGV}}{g_{SV}}$, luego de 18 *d* desde que acidificó el reactor (67 *d* de operación). Al comparar estos resultados con la literatura es posible observar que se reportan rendimientos bajos cuando el pH del sistema no es controlado, teniendo como rendimiento máximo un valor de $0,032 \frac{g \text{ AGV}}{g_{SV}}$ (Jiang et al., 2013), por tanto, la productividad obtenida en esta experimentación en el Reactor II fue 6,9 veces más alto que el reportado para un pH sin control. En el caso de los sistemas controlados, por ejemplo Lim et al., (2008) donde se trabajó con un sistema semi-continuo a un OLR $5 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ y pH controlado de 5,5, se obtuvo una productividad de AGV de $0,34 \frac{g \text{ AGV}}{g_{SV}}$, siendo un valor que es 1,5 veces mayor al rendimiento obtenido en el Reactor II; esta diferencia puede deberse a que a un pH de fermentación menor a 4 se puede provocar cierta inhibición en la etapa de acidogénesis (Wang et al., 2014). Sin embargo, los resultados obtenidos son promisorios y muestran que la estrategia de operación utilizada permitiría obtener resultados de rendimiento cercanos a los reportados en reactores con control de pH y operando a cargas menores.

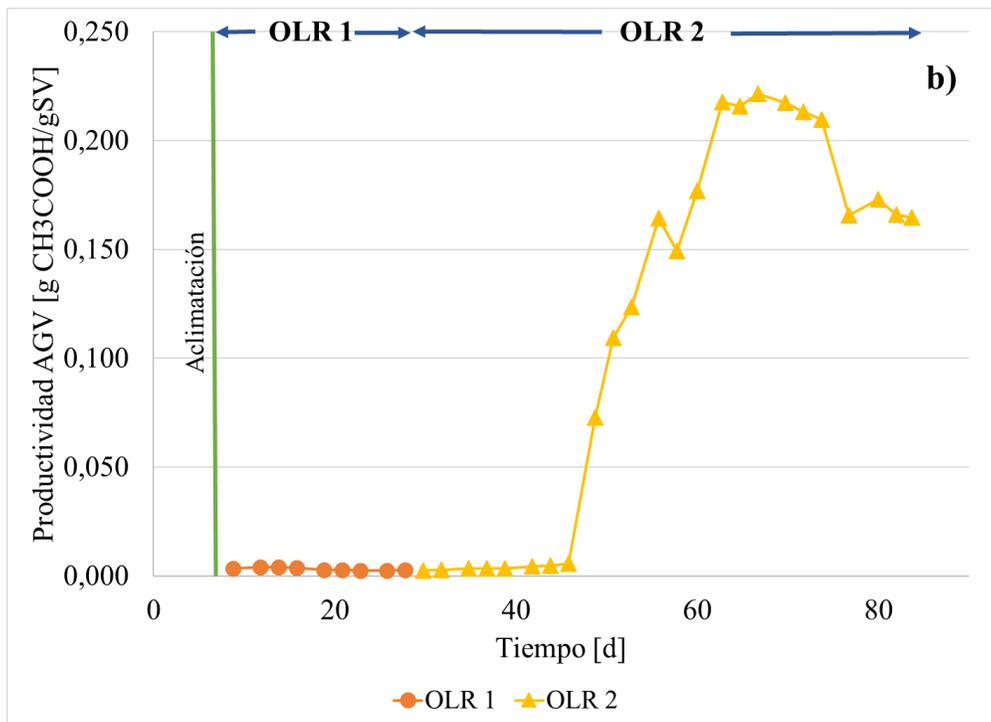
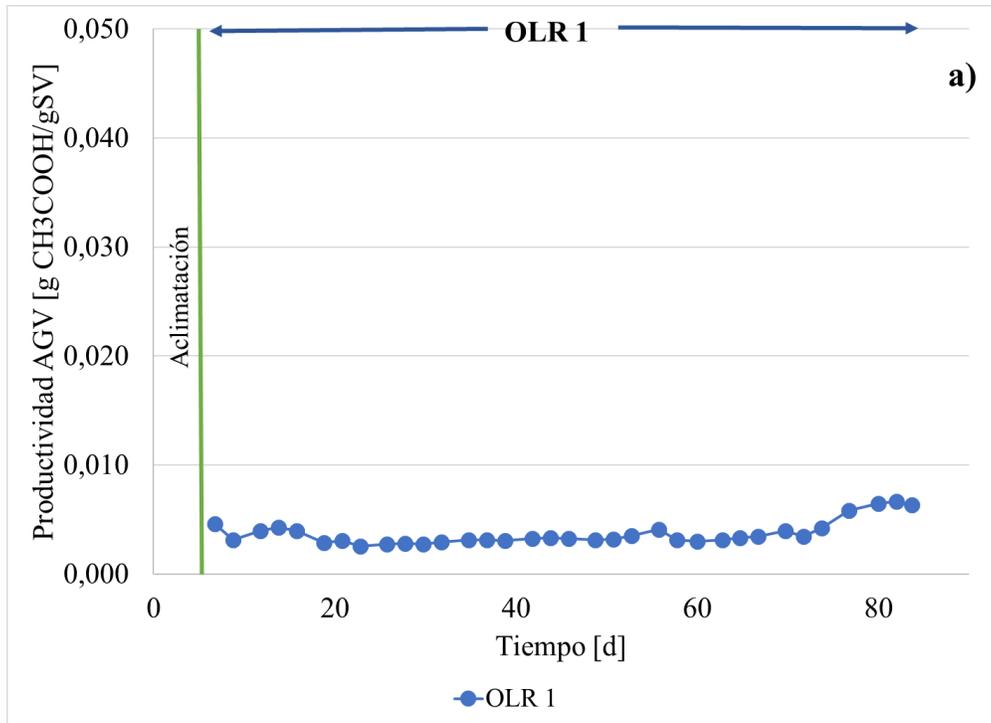


Figura 17: Productividad de ácidos grasos volátiles durante el período de operación para: (a) Reactor I y (b) Reactor II.

5. Conclusiones y recomendaciones

A partir del estudio realizado se concluye que es factible producir biogás y/o ácidos grasos volátiles utilizando como sustrato un residuo alimentario mixto para el proceso de digestión anaerobia.

La evaluación de ambos reactores mostró que para una condición operacional con un tiempo de retención hidráulico (TRH) de 30 *d* y velocidad de carga orgánica (OLR) de $1 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$ se mantienen condiciones metanogénicas, alcanzando una productividad de metano y ácidos grasos volátiles de $163 \pm 19 \text{ mL } CH_4/g_{SV}$ y $0,004 \pm 0,001 \frac{g \text{ AGV}}{g_{SV}}$, respectivamente en el Reactor I. En el caso del Reactor II, las condiciones operacionales que permitió la producción de ácidos grasos volátiles (AGV) fue un TRH de 15 *d* y un OLR $2 \frac{g_{SV}}{L \cdot d}$, donde la productividad de metano disminuyó a cero y los AGV presentaron una productividad máxima $0,221 \frac{g \text{ AGV}}{g_{SV}}$.

6. Referencias

- Acosta, Y., & Obaya, M. C. (2005). La digestión anaerobia. Aspectos teóricos. *ICIDCA. Sobre Los Derivados de La Caña de Azúcar*, 39(1), 35–48. <https://doi.org/0138-6204>
- Al Seadi, T., Rutz, D., Prassl, H., Köttner, M., Finsterwalder, T., Volk, S., & Janssen, R. (2008). *Biogas HANDBOOK*. University of Southern Denmark Esbjerg. Retrieved from <http://lemvigbiogas.com/>
- APHA; AWWA; WPCF. (1999). *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater* (20 th ed). Washington, DC, USA.
- Corrales, L., Antolinez, D., Bohórquez, J., & Corredor, A. (2015). Bacterias anaerobias : procesos que realizan y contribuyen a la sostenibilidad de la vida en el planeta, 0–2.
- Dai, X., Duan, N., Dong, B., & Dai, L. (2013). High-solids anaerobic co-digestion of sewage sludge and food waste in comparison with mono digestions : Stability and performance. *Waste Management*, 33(2), 308–316. <https://doi.org/10.1016/j.wasman.2012.10.018>
- Deublein, D., & Steinhauser, A. (2008). *Biogas from waste and renewable resources*. Wiley-VCH.
- Eguillor, P. (2019). Pérdida y desperdicio de alimentos en el sector agrícola : avances y desafíos Febrero de 2019.
- FAO. (2011). *Manual de Biogás*. <https://doi.org/10.1073/pnas.0703993104>
- FAO. (2015). Food wastage footprint & Climate Change Global food loss and waste, (1), 1–4.
- FAO. (2016). *Pérdida y Desperdicio de alimentos. Ria* (Vol. 39). Retrieved from [https://mrv.dnp.gov.co/Documentos de Interes/Perdida_y_Desperdicio_de_Alimentos_en_colombia.pdf](https://mrv.dnp.gov.co/Documentos_de_Interes/Perdida_y_Desperdicio_de_Alimentos_en_colombia.pdf)
- García, J., Aymerich, E., González, J., & Gutiérrez, M. (2017). Selective VFA production potential from organic waste streams: Assessing temperature and pH influence. *Bioresource Technology*, 244(June), 1081–1088. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.07.187>
- Giroto, F., Alibardi, L., & Cossu, R. (2015). Food waste generation and industrial uses : A review. *Waste Management*, 45, 32–41. <https://doi.org/10.1016/j.wasman.2015.06.008>
- Gould, M. C. (2015). *Bioenergy and Anaerobic Digestion*. Bioenergy. Anju Dahiya. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-407909-0.00018-3>
- IDAE. (2007). *Biomasa: Digestores anaerobios. Instituto para la Diversificación y Ahorro de la Energía (IDAE)*. <https://doi.org/ISBN-13: 978-84-96680-21-0>
- Izumi, K., Okishio, Y., Nagao, N., Niwa, C., Yamamoto, S., & Toda, T. (2010). International Biodeterioration & Biodegradation. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 64(7), 601–608. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2010.06.013>
- Jankowska, E., Chwialkowska, J., Stodolny, M., & Oleskowicz-Popiel, P. (2017). Volatile

- fatty acids production during mixed culture fermentation – The impact of substrate complexity and pH. *Chemical Engineering Journal*, 326, 901–910.
<https://doi.org/10.1016/j.cej.2017.06.021>
- Jiang, J., Zhang, Y., Li, K., Wang, Q., Changxiu, G., & Li, M. (2013). Volatile fatty acid production from food waste: Effects of pH, temperature, and organic loading rate. *BIORESOURCETECHNOLOGY*. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2013.06.025>
- Jiang, J., Zhang, Y., Li, K., Wang, Q., Gong, C., & Li, M. (2013). Volatile fatty acids production from food waste: Effects of pH, temperature, and organic loading rate. *Bioresourcetechnology*, 143, 525–530.
<https://doi.org/10.1016/J.BIORTECH.2013.06.025>
- Khalid, A., Arshad, M., Anjum, M., Mahmood, T., & Dawson, L. (2011). The anaerobic digestion of solid organic waste. *Waste Management*, 31(8), 1737–1744.
<https://doi.org/10.1016/j.wasman.2011.03.021>
- Komemoto, K., Lim, Y. G., Nagao, N., Onoue, Y., Niwa, C., & Toda, T. (2009). Effect of temperature on VFA's and biogas production in anaerobic solubilization of food waste. *Waste Management*, 29(12), 2950–2955.
<https://doi.org/10.1016/j.wasman.2009.07.011>
- Kumar, G., Sivagurunathan, P., Park, J. H., & Kim, S. H. (2016). Anaerobic digestion of food waste to methane at various organic loading rates (OLRs) and hydraulic retention times (HRTs): Thermophilic vs. Mesophilic regimes. *Environmental Engineering Research*, 21(1), 69–73. <https://doi.org/10.4491/eer.2015.068>
- Lee, W. S., Chua, A. S. M., Yeoh, H. K., & Ngoh, G. C. (2014). A review of the production and applications of waste-derived volatile fatty acids. *Chemical Engineering Journal*, 235, 83–99. <https://doi.org/10.1016/j.cej.2013.09.002>
- Lim, S. J., Kim, B. J., Jeong, C. M., Choi, J. dal rae, Ahn, Y. H., & Chang, H. N. (2008). Anaerobic organic acid production of food waste in once-a-day feeding and drawing-off bioreactor. *Bioresourcetechnology*, 99(16), 7866–7874.
<https://doi.org/10.1016/j.biortech.2007.06.028>
- Liu, C., Wang, W., Anwar, N., Ma, Z., Liu, G., & Zhang, R. (2017). Effect of Organic Loading Rate on Anaerobic Digestion of Food Waste under Mesophilic and Thermophilic Conditions. *Energy and Fuels*, 31(3), 2976–2984.
<https://doi.org/10.1021/acs.energyfuels.7b00018>
- Rajagopal, R., Massé, D. I., & Singh, G. (2013). A critical review on inhibition of anaerobic digestion process by excess ammonia. *Bioresourcetechnology*, 143, 632–641. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2013.06.030>
- Ritter. (2016). Milligascounter Manual. Retrieved from
<https://www.ritter.de/en/products/milligascounters/>
- Rouez, M., Capson-tojo, G., Crest, M., Steyer, J., Delgenes, J., & Escudie, R. (2016). Food waste valorization via anaerobic processes : a review, 499–547.
<https://doi.org/10.1007/s11157-016-9405-y>

- Shen, F., Yuan, H., Pang, Y., Chen, S., Zhu, B., Zou, D., ... Li, X. (2013). Bioresource Technology Performances of anaerobic co-digestion of fruit & vegetable waste (FW) and food waste (FW): Single-phase vs . two-phase. *Bioresource Technology*, *144*, 80–85. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2013.06.099>
- Tchobanoglous, G., Stensel, D., Tsuchihashi, R., & Burton, F. (2014). *Wastewater engineering treatment and resource recovery* (Fifth edit). McGraw-Hill.
- Vasconcelos, L., Leal, A., Cammarota, M., Matos, A., & Santana, V. (2011). Simultaneous analysis of carbohydrates and volatile fatty acids by HPLC for monitoring fermentative biohydrogen production, *6*(55), 2–11. <https://doi.org/10.1016/j.ijhydene.2011.08.056>
- Wang, K., Yin, J., Shen, D., & Li, N. (2014). Anaerobic digestion of food waste for volatile fatty acids (VFAs) production with different types of inoculum: Effect of pH. *Bioresource Technology*, *161*, 395–401. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2014.03.088>
- Xu, S. Y., Lam, H. P., Karthikeyan, O. P., & Wong, J. W. C. (2011). Bioresource Technology Optimization of food waste hydrolysis in leach bed coupled with methanogenic reactor : Effect of pH and bulking agent. *Bioresource Technology*, *102*(4), 3702–3708. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2010.11.095>
- Yadav, R. (2015). *Solid waste management. Pollution Research* (Vol. 34). <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-811989-1.00016-6>
- Yin, J., Yu, X., Zhang, Y., Shen, D., Wang, M., Long, Y., & Chen, T. (2016). Bioresource Technology Enhancement of acidogenic fermentation for volatile fatty acid production from food waste : Effect of redox potential and inoculum. *Bioresource Technology*, *216*, 996–1003. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2016.06.053>
- Zhang, C., Su, H., Baeyens, J., & Tan, T. (2014). Reviewing the anaerobic digestion of food waste for biogas production. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, *38*, 383–392. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2014.05.038>

ANEXOS

A. Corrección de temperatura y presión

$$V_N = V_i \cdot \frac{P_a - P_V + P_L}{P_N} \cdot \frac{T_N}{T_a}$$

Dónde:

V_N = Volumen Normal (L)

V_i = Volumen indicado por el medidor (L)

P_a = Presión del aire actual (*mbar – absoluto*)

P_V = Presión parcial de vapor de agua (*mbar*)

P_L = Presión de la columna de líquido por encima de la cámara de medición = 1 (*mbar*)

P_N = Presión normal = 1013,25 (*mbar*)

T_N = Temperatura normal = 273,13 (K)

T_a = Temperatura actual (K)

B. Demanda química de oxígeno total

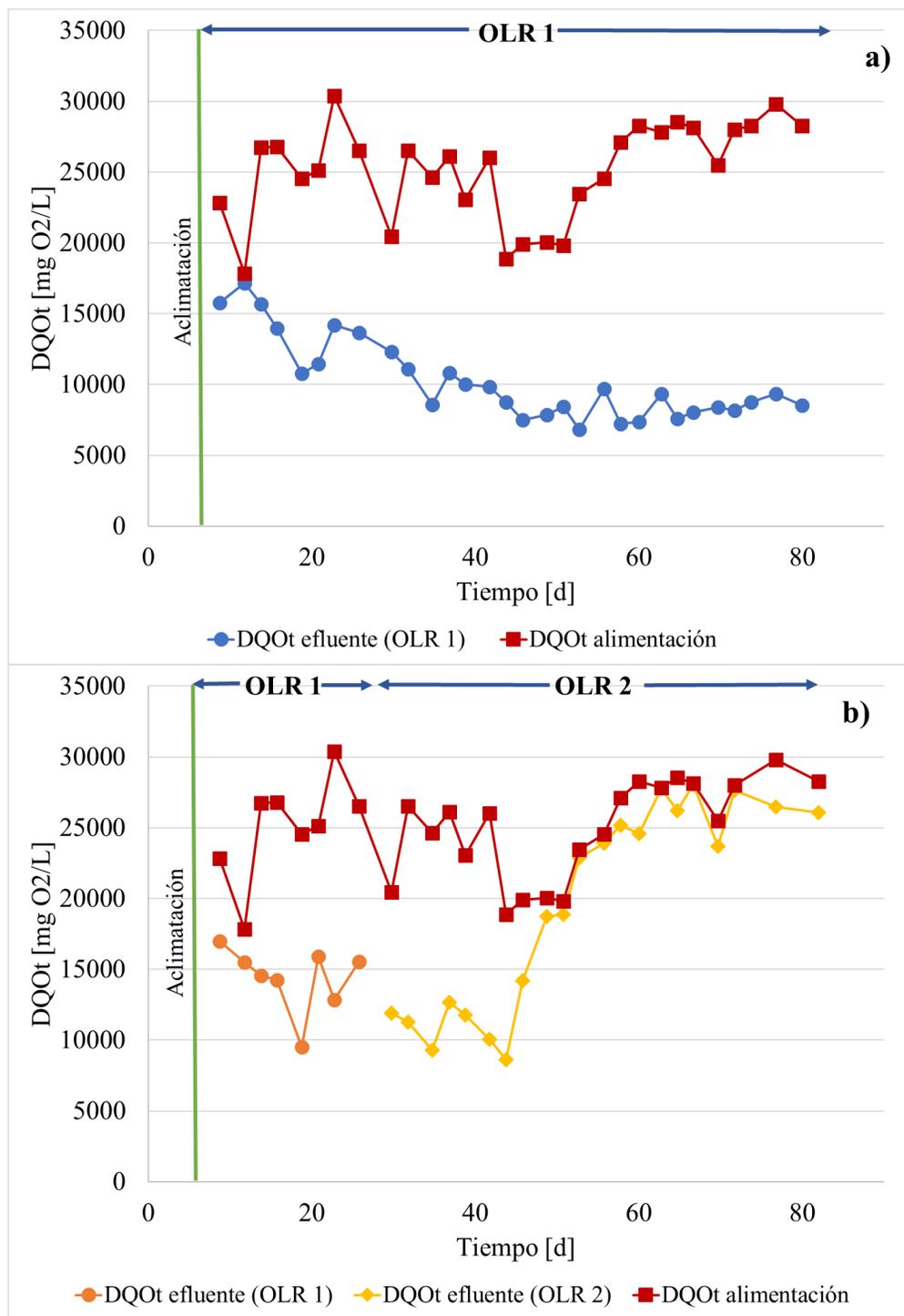


Figura 18: Demanda química de oxígeno total durante la operación para: (a) Reactor I y (b) Reactor II.

C. Composición de metano del Biogás

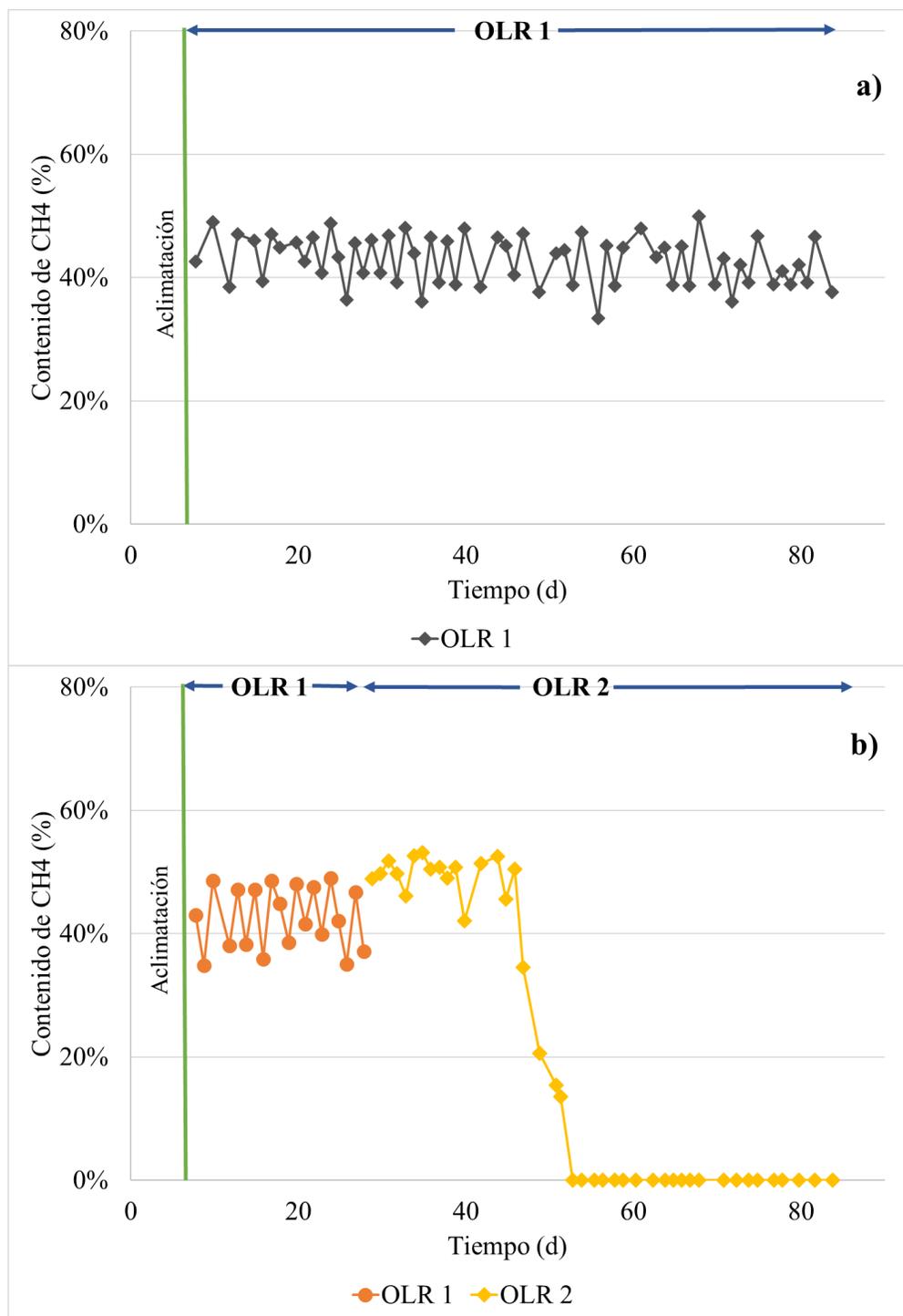


Figura 19: Composición de metano durante la operación para: (a) Reactor I y (b) Reactor II.

D. Producción de Biogás

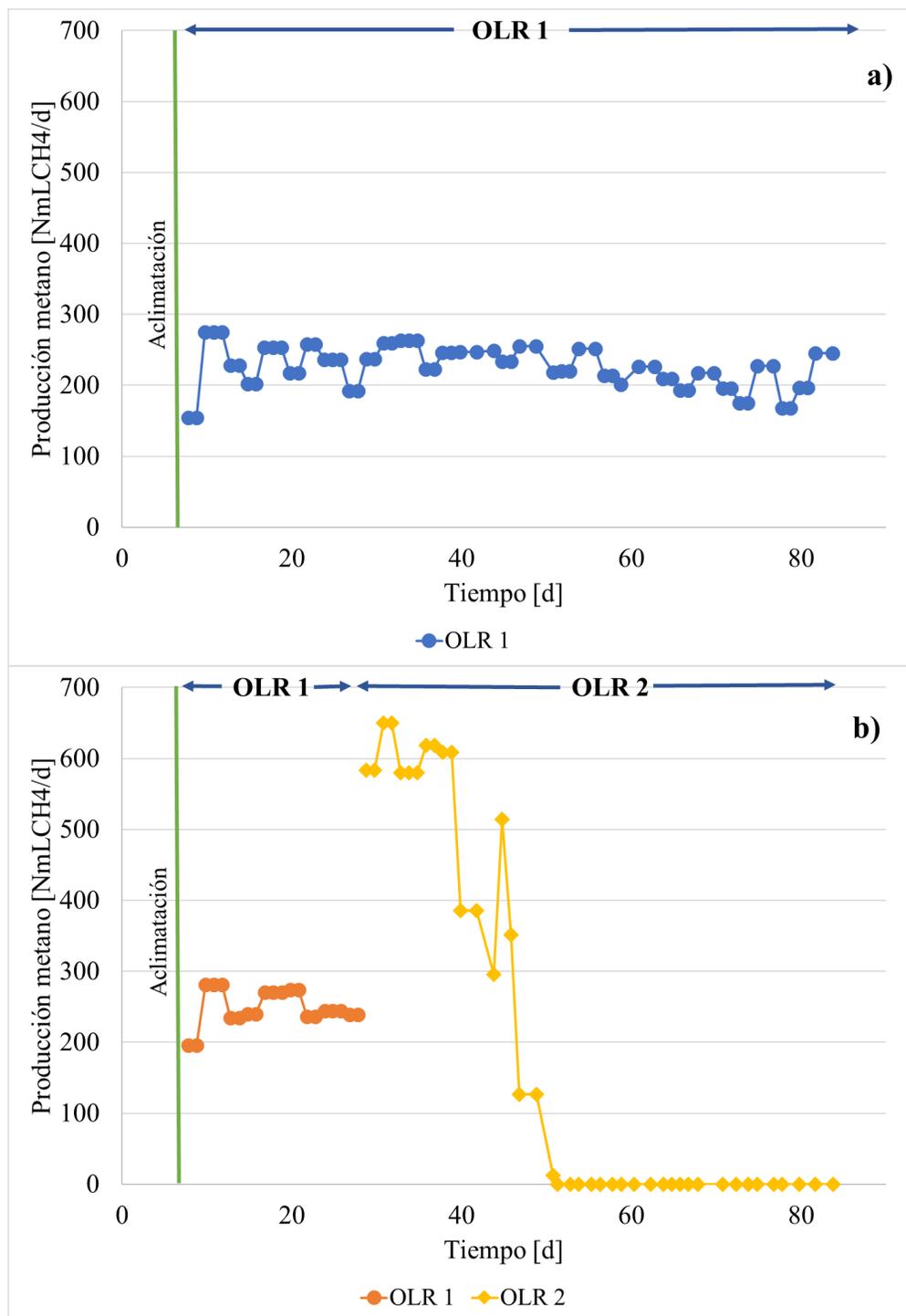


Figura 20: Producción de metano durante la operación para: (a) Reactor I y (b) Reactor II.

E. Alcalinidad

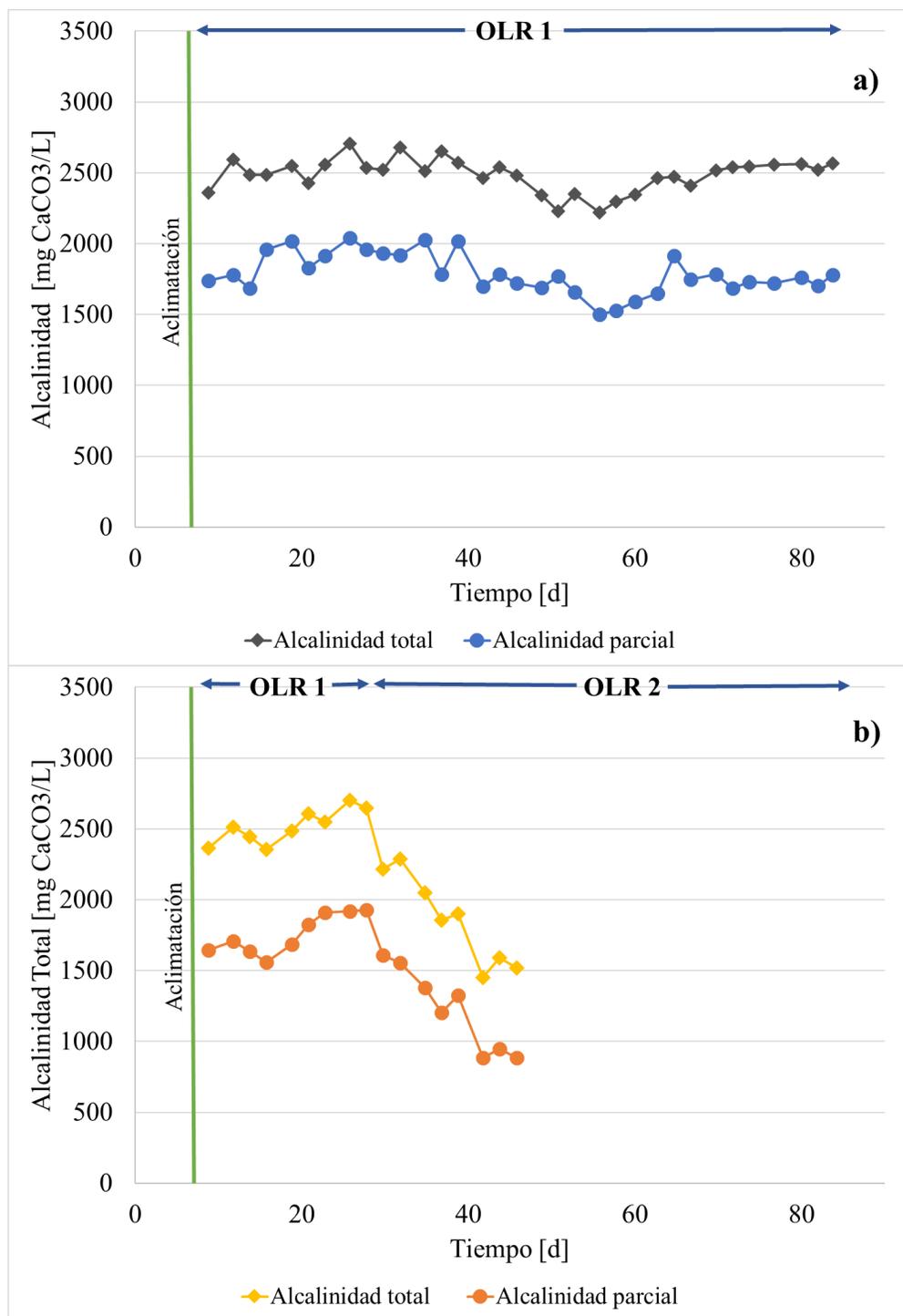


Figura 21: Alcalinidad total y parcial del sistema durante la operación para: (a) Reactor I y (b) Reactor II.

F. Grado de acidificación

$$\text{Grado de acidificación} = \frac{DQO_{AGV}}{DQO_{SFINAL}} \cdot 100 \%$$

Donde, DQO_{AGV} se encuentra expresado en DQO equivalente de la mezcla final de ácidos grasos volátiles presentes. Se utilizaron los siguientes coeficientes para obtener las equivalencias (Garcia et al., 2017):

- $1,07 \frac{\text{g de DQO}}{\text{g de acetato}}$
- $1,51 \frac{\text{g de DQO}}{\text{g de propionato}}$
- $1,81 \frac{\text{g de DQO}}{\text{g de butirato}}$