UNIVERSITAT POLITÈCNICA DE CATALUNYA
BARCELONATECH
Escola d'Enginyeria Agroalimentària
i de Biosistemes de Barcelona

EFECTO DE LA PRESENCIA DE BOLSAS BIODEGRADABLES EN LA DIGESTIÓN ANAEROBIA

Trabajo de final de grado

Ingeniería de Sistemas Biológicos

Estudiante: Alexandru-Ionut Neacsu

Tutor: Carlos Antonio Ramos Quiroz

25 / Junio / 2026

ÍNDICE

1.INTRODUCCIÓN..... 7

2. MARCO TEÓRICO..... 10

2.1 POLÍMEROS SINTETICOS DERIVADOS DEL PETRÓLEO... 10

2.2 BIOPLÁSTICOS..... 14

2.3 ECOPARCS..... 16

2.4 DIGESTIÓN ANAEROBIA..... 17

2.5 POTENCIAL DE BIOMETANO..... 21

3. OBJETIVOS..... 26

4. MATERIALES Y MÉTODOS..... 27

4.1 LODO ANAEROBIO..... 27

4.2 BOLSAS BIODEGRADABLES COMERCIALES..... 27

4.3 COSUSTRATOS..... 27

4.4 METODOLOGÍAS EXPERIMENTALES..... 28

4.5 MEDIO DE CULTIVO..... 33

4.6 POTENCIAL DE BIOMETANO..... 34

4.7 ALCALINIDAD TOTAL..... 37

4.8 RAZÓN DE ALCALINIDAD..... 39

4.9 MODELIZACIÓN..... 40

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN..... 41

5.1 CARACTERÍSTICAS DE LA BIOMASA..... 41

5.2 CARACTERÍSTICAS DEL RESIDUO..... 42

5.3 CARACTERIZACIÓN DEL MEDIO DE CULTIVO PARA EL ENSAYO DE BMP..... 44

5.4 BMP CON 100 ml DE REACCIÓN..... 46

5.5 BMP CON 70 ml DE REACCIÓN..... 48

6. CONCLUSIONES..... 62

7. REFERENCIAS..... 63

RESUMEN

La acumulación de plásticos no biodegradables en el medio ambiente genera severos impactos ecológicos, entre ellos la incorporación a las cadenas alimentarias. La industria del embalaje constituye una de las principales fuentes de esta contaminación. Para contrarrestar esta problemática, se está incrementando progresivamente el uso de plásticos biodegradables (bioplásticos) en los embalajes industriales. Sin embargo, muchos de estos bioplásticos terminan mezclados con la fracción orgánica de residuos municipales (FORM) en los hogares. En Cataluña, las plantas de tratamiento integrado de residuos, denominadas Ecoparcs, emplean la digestión anaerobia (DA) como tecnología para transformar la FORM en biogás. Éste se aprovecha posteriormente para producir calor y electricidad, permitiendo así la revalorización de los residuos.

El presente estudio investiga el impacto de bolsas biodegradables comerciales en la digestión anaerobia mesófila mediante ensayos de Potencial de Biometano (BMP). Estos ensayos se diseñaron para cuantificar la producción de biogás por gramo de Demanda Química de Oxígeno (DQO) añadido. Se seleccionó un medio de cultivo sintético descrito en la literatura, garantizando la presencia de todos los macro y micronutrientes esenciales para el óptimo desempeño de la DA. El lodo anaerobio utilizado fue caracterizado, registrando una concentración de 14 g/l de sólidos volátiles (SV). Asimismo, se determinaron los valores de DQO de los sustratos analizados: glucosa (1,066 g O_2/g ST), celulosa (1,18 g O_2/g ST) y bolsa biodegradable comercial (1,5 g O_2/g ST). La degradación anaerobia de las bolsas se evaluó tanto de manera individual como en combinación con glucosa y celulosa como cosustratos. Para modelar la cinética de producción de biogás, se aplicó el modelo de Gompertz modificado.

Los resultados revelan que las bolsas biodegradables exhiben una biodegradabilidad limitada en DA, alcanzando un rendimiento de generación de biogás de apenas el 3,7%. Además, su inclusión en las mezclas con cosustratos disminuye la producción de biogás. Aunque el modelo de Gompertz modificado obtuvo valores para R^2 superiores a 0,93, no logró describir con precisión el comportamiento de la DA bajo las condiciones experimentales establecidas. Con los resultados obtenidos se puede concluir que las bolsas biodegradables no lo son bajo condiciones anaerobias. Además, el modelo de Gompertz modificado no se ajusta correctamente a las condiciones escalecidas.

RESUM

La acumulació de plàstics no biodegradables a l' ambiental genera greus impactes ecològics, entre els quals l'incorporació a les cadenes alimentàries. La indústria de l'embalatge constitueix una de les principals fonts d'aquesta contaminació. Per contrarestar aquesta problemàtica, s'està incrementant progressivament l'ús de plàstics biodegradables (bioplàstics) als embalatges industrials. No obstant això, molts d'aquests bioplàstics acaben barrejats amb la fracció orgànica de residus municipals (FORM) a les llars. A Catalunya, les plantes de tractament integrat de residus, anomenades Ecoparcs, utilitzen la digestió anaeròbia (DA) com a tecnologia per transformar la FORM en biogàs. Aquest biogàs s'aprofita posteriorment per produir calor i electricitat, permetent així la revalorització dels residus.

L'estudi present investiga l'impacte de bosses biodegradables comercials en la digestió anaeròbia mesòfila mitjançant assajos de Potencial de Biometà (BMP). Aquests assajos es van dissenyar per quantificar la producció de biogàs per gram de Demanda Química d'Oxigen (DQO) afegit. Es va seleccionar un medi de cultiu sintètic descrit a la literatura, garantint la presència de tots els macro i micronutrients essencials per al rendiment òptim de la DA. El llots anaerobi utilitzat es va caracteritzar, registrant una concentració de 14 g/l de sòlids volàtils (SV). Així mateix, es van determinar els valors de DQO dels substrats analitzats: glucosa (1,066 g O_2/g ST), cel·lulosa (1,18 g O_2/g ST) i bossa biodegradable comercial (1,5 g O_2/g ST). La degradació anaeròbia de les bosses es va avaluar tant de manera individual com en combinació amb glucosa i cel·lulosa com a cosubstrats. Per modelar la cinètica de producció de biogàs, es va aplicar el model de Gompertz modificat.

Els resultats revelen que les bosses biodegradables presenten una biodegradabilitat limitada en DA, assolint un rendiment de generació de biogàs de només el 3,7%. A més, la seva inclusió en les mescles amb cosubstrats redueix la producció de biogàs. Tot i que el model de Gompertz modificat va obtenir valors per a R^2 superiors a 0,93, no va aconseguir descriure amb precisió el comportament de la DA sota les condicions experimentals establertes. Amb els resultats obtinguts es pot concloure que les bosses biodegradables no ho són sota condicions anaeròbies. A més, el model de Gompertz modificat no s'ajusta correctament a les condicions escalades.

ABSTRACT

The accumulation of non-biodegradable plastics in the environment generates severe ecological impacts, including their incorporation into food chains. The packaging industry constitutes one of the main sources of this contamination. To counteract this issue, the use of biodegradable plastics (bioplastics) in industrial packaging is progressively increasing. However, many of these bioplastics end up mixed with the organic fraction of municipal waste (FORM) in households. In Catalonia, integrated waste treatment plants, known as Ecoparcs, use anaerobic digestion (AD) as a technology to transform FORM into biogas. This biogas is subsequently harnessed to produce heat and electricity, thus enabling the revalorization of waste.

The present study investigates the impact of commercial biodegradable bags on mesophilic anaerobic digestion through Biomethane Potential (BMP) assays. These assays were designed to quantify biogas production per gram of Chemical Oxygen Demand (COD) added. A synthetic culture medium described in the literature was selected, ensuring the presence of all essential macro and micronutrients for the optimal performance of AD. The anaerobic sludge used was characterized, recording a concentration of 14 g/l of volatile solids (VS). Likewise, the COD values of the analyzed substrates were determined: glucose (1.066 g O_2/g TS), cellulose (1.18 g O_2/g TS), and commercial biodegradable bag (1.5 g O_2/g TS). The anaerobic degradation of the bags was evaluated both individually and in combination with glucose and cellulose as co-substrates. To model the kinetics of biogas production, the modified Gompertz model was applied.

The results reveal that biodegradable bags exhibit limited biodegradability in AD, achieving a biogas generation yield of only 3.7%. Furthermore, their inclusion in mixtures with co-substrates reduces biogas production. Although the modified Gompertz model obtained R^2 values greater than 0.93, it did not accurately describe the behavior of AD under the established experimental conditions. From the results obtained, it can be concluded that biodegradable bags are not biodegradable under anaerobic conditions. Additionally, the modified Gompertz model does not correctly fit the scaled conditions.

SIGLAS Y ABREVIATURAS:

AGCL: Ácidos grasos de cadena larga

AGV: Ácidos grasos volátiles

ASTM: American society for testing and materials

BMP: Potencial de biometano

CIEL: Centro para el derecho ambiental internacional

COT: Carbono orgánico total

DA: Digestión anaerobia

DQO: Demanda química de oxígeno

FORM: Fracción orgánica de residuos municipales

OECD: Organización para la cooperación y el desarrollo económico

PGA: Ácido poliglicólico

PHA: Polihroxialcanoato

PHB: Ácido polihidroxibutílico

PLA: Poliácido láctico

PBS: Polinbutenilsuccinato

PEAD: Polietileno de alta densiada

PEBD: Polietileno de baja densidad

PET: Polietileno tereftalato

PP: Polipropileno

PS: Poliestireno

PSDP: Polímeros sintéticos derivados del petróleo

SIR: Relación inóculo-sustrato

SST: Sólidos suspendidos totales

ST: Sólidos totales

SSV: Sólidos suspendidos volátiles

SV: Sólidos volátiles

TRH: Tiempo de retención hidráulica

VCO: Velocidad de carga orgánica

1. INTRODUCCIÓN

La industria alimentaria usa cada vez más embalajes de polímeros sintéticos derivados del petróleo (PSDP) debido a las características asociadas a este tipo de material, principalmente asociadas a su elevada flexibilidad y bajo coste de producción [1]. La calidad y seguridad durante el transporte de diferentes productos es logrado mediante el uso de embalajes con PSDP [2]. Según la Organización para la Cooperación y el Desarrollo Económico (OECD), la producción mundial de plásticos ha aumentado exponencialmente, alcanzando en 2019 una producción anual mundial de 459 millones de toneladas, de las cuales aproximadamente el 99,4% son plásticos no biodegradables [1, 3]. Los PSDP tienen una baja tasa de reciclaje en comparación con otros elementos de embalaje como el papel o el cartón. Esto sumado a su persistencia en el medio ambiente, genera una problemática importante [3, 4]. Según el Centro para el Derecho Ambiental Internacional (CIEL), la acumulación de estos plásticos en el medio ambiente provoca su aparición en las cadenas alimentarias y suministros de agua [4]. Así pues, estos plásticos a lo largo de su vida pasan a través de organismos vivos, en los cuales se pueden acumular. Esto puede provocar obturaciones de canales de fluidos como xilemas o venas [5]. También se han visto como animales marinos quedan atrapados en redes de pesca o bolsas de supermercado, provocando su muerte [6]. Además, los plásticos convencionales suelen tener agentes plastificantes. Uno de estos agentes son los ftalatos. Según el estudio de Eales y col., 2022, los ftalatos están asociados con asma infantil, problemas de desarrollo neuronal y baja calidad de semen, entre otras [7].

A nivel mundial, solo el 50% de los plásticos generados fueron gestionados en vertederos, el 19% fue incinerado para la recuperación de energía, y tan solo el 9% fue reciclado, según los datos del 2019 [4]. Esto implica que más del 22% de los plásticos producidos a nivel mundial no tienen un destino claro, lo que contribuye a la acumulación de residuos plásticos y agrava los problemas medioambientales asociados [4]. En regiones donde la infraestructura de reciclaje y gestión de residuos no están tan desarrolladas, estas problemáticas se ven intensificadas [8].

Debido a la problemática de persistencia en el ambiente de los PSDP, las industrias buscan materiales que tengan las mismas propiedades que los PSDP, pero que a su vez no se acumulen en el medio ambiente [2]. Los plásticos biodegradables son una de las opciones ya que estos plásticos están diseñados para descomponerse de forma natural mediante la acción de microorganismos [9]. Según la American Society for Testing and Materials (ASTM), este proceso de biodegradación ocurre de forma natural a temperaturas de aproximadamente 60-70 ºC en condiciones aerobias [10]. El material obtenido como resultado de este proceso se define como compost.

El compost puede ser utilizado como enmienda agrícola, gracias a su alta concentración en materia orgánica mineralizada. Esto mejora la calidad de los suelos, y además revaloriza los residuos generados [11].

Otra alternativa en la gestión de residuos es la digestión anaeróbica (DA). En este proceso biológico se descomponen los residuos orgánicos en ausencia de oxígeno mediante el metabolismo de diferentes microorganismos, a temperaturas mesofílicas (35- 37 ºC), generando biogás, una fuente de energía renovable, ya que está compuesto por metano y dióxido de carbono [36]. A diferencia del compostaje, la DA produce el biogás, el cual se puede usar para la generación de energía y calor lo que hace que esta tecnología sea una opción cada vez más atractiva [14], permitiendo la independencia energética y promover la economía circular, mediante el aprovechamiento de residuos como materias primas. Además de obtener biogás, la DA permite estabilizar adecuadamente el residuos, produciendo diegstato, que se puede usar como enmienda agrícola [15]. El biogás generado se compone principalmente de metano (50-75 %), pero también contiene dióxido de carbono (25-50 %) y ácido sulfhídrico (< 1 %) [14, 16, 17, 36, 68, 77]. El principal componente con valor energético es el metano, de tal manera que antes de extraer su energía, el biogás se tiene que purificar. De esta manera puede entrar el metano en un motor diseñado para la generación de electricidad y calor. Estos motores se denominan motores de cogeneración [16].

Para conocer el potencial que tiene un residuo a ser transformado en biogás, se puede realizar un ensayo denominado Potencial de biometano (BMP, Biomethane Potential). En esta, se simulan las condiciones que se tendrían en un proceso de digestión anaerobia. El sustrato a analizar se pone dentro de biorreactores pequeños, de unos 50-250 ml, junto con los microorganismos anaerobios y el gas generado es cuantificado. Los datos son recolectados para su posterior análisis. Al tener reactores de tamaño tan reducido, los investigadores son capaces de tener múltiples escenarios en cada biorreactor, sucediendo simultáneamente. [17]

Las plantas de tratamiento integral de residuos municipales, como los Ecoparcs en Cataluña, implementan la digestión anaerobia para revalorizar la fracción orgánica de los residuos municipales (FORM), fomentando la economía circular [18].

La FORM, viene muchas veces mezclada con plásticos provenientes de la industria del embalaje [18] o de la basura domiciliaria. Debido al mayor uso de bioplásticos o plásticos biodegradables en el mercado, estos aparecen de forma más frecuente en los Ecoparcs. Estas instalaciones implementan métodos como la digestión anaerobia para generar energía y calor, por lo que las bolsas biodegradables que se utilizan en los domicilios e industrias pueden entrar a este tipo proceso. Sin embargo, el impacto de estos materiales sobre el proceso de digestión anaerobia no está completamente descrito. Este tipo de plásticos biodegradables asegura ser

compostable. Pero en un Ecoparc, antes de entrar en la zona del tratamiento de compostaje, se debe de pasar por el tratamiento biológico de DA. Es por esto que el presente estudio pretende estudiar el efecto de estos plásticos bajo los efectos de la digestión anaerobia.

2. MARCO TEÓRICO

2.1 POLIMEROS SINTETICOS DERIVADOS DEL PETRÓLEO (PSDP)

Los PSDP, o más comúnmente llamados plásticos no biodegradables, son polímeros obtenidos a partir del petróleo o el gas natural. Su presencia es notable en numerosos sectores industriales gracias a sus características únicas y su económica producción. Los PSDP son esenciales en áreas como el embalaje, la construcción y la medicina debido a su versatilidad y bajo costo [19].

A pesar de esto, como se ha comentado en la introducción, el plástico presenta un grave desafío medioambiental. Esto es debido a sus propiedades, es un material hidrófobo, resistente a la radiación ultravioleta y con una tasa muy baja de biodegradabilidad, provocando su fácil acumulación [20, 21].

Los plásticos son clasificados en dos grupos según su estructura: amorfos y cristalinos. Los plásticos amorfos son aquellos con una estructura tridimensional desordenada. Este desorden genera una menor resistencia mecánica y química, pero a cambio obtienen la capacidad de ser transparentes. A mayor grado de amorfismo, menor es la resistencia del material, pero mayor es su transparencia [19]. Estos plásticos amorfos son comúnmente utilizados en aplicaciones como materiales de embalaje debido a su capacidad para ser moldeados y su baja densidad.

Por otro lado, los plásticos cristalinos presentan una estructura tridimensional más ordenada. Este tipo de estructuras confieren una mayor resistencia mecánica y química, pero a costa de perder la transparencia que se asocia con los PSDP [25]. Los plásticos cristalinos se emplean principalmente en sectores que requieren materiales más resistentes, como la industria automotriz.

Los plásticos amorfos son los más utilizados en el mundo del embalaje, por lo tanto, son los que mayormente terminan en plantas de reciclaje como los Ecoparcs [19]. La gestión al final de la vida útil de los PSDP viene determinada por las propiedades de éstos mismos.

Existen diversas características que permiten definir y clasificar los plásticos. Entre ellas la densidad, la temperatura de transición vítrea, la resistencia a la tracción y el módulo de Young [19].

La densidad es un factor clave que indica la cantidad de masa por unidad de volumen. En algunas aplicaciones, como la fabricación de envases y embalajes, es un dato a tener en cuenta ya que a mayor densidad, tienden a ser más resistentes [19].

La temperatura de transición vítrea se refiere a la temperatura a la cual un plástico amorfo pasa de un estado rígido y frágil a uno más flexible y gomoso.

Esta propiedad permite entender cómo se comporta el material a temperatura ambiente [19].

La resistencia a la tracción indica cuánto esfuerzo o tensión puede soportar un plástico antes de romperse. A la hora de determinar la resistencia, este dato es fundamental [19].

Finalmente, el módulo de Young indica la cantidad de fuerza necesaria para deformarlo. Este valor es importante para entender cómo se comporta el plástico ante fuerzas externas [19].

El mundo de los plásticos es muy amplio, pero en la industria alimentaria únicamente se usan 5 tipos, el polietileno de alta densidad (PEAD), el polietileno de baja densidad (PEBD), el polipropileno (PP), el poliestireno (PS) y el polietileno tereftalato (PET)

2.1.1 POLIETILENO (PE)

El polietileno es un polímero termoplástico que puede ser amorfo o cristalino. Está compuesto por cadenas de etileno. Es una opción versátil, ya que puede ser moldeado con facilidad [22].

Dentro de esta categoría de materiales, se identifican varios tipos de polietileno:

2.1.1.2 POLIETILENO DE ALTA DENSIDAD (PEAD)

El polietileno de alta densidad es la variante cristalina del polietileno. Este tipo de material se caracteriza por su elevada resistencia al impacto y rigidez. Su estructura molecular presenta una baja cantidad de ramificaciones, de aproximadamente 1 a 10 por cada 1000 átomos de carbono. Esto le confiere una disposición más ordenada. En la Tabla 1 se puede ver que su resistencia la tracción es elevada, lo que se traduce en una mayor estabilidad. El PEAD se emplea principalmente en la fabricación de botellas y envases rígidos [23]. Entre sus aplicaciones incluyen los envases rígidos como los envases Tetra Pak o la fabricación de tuberías.

2.1.1.2 POLIETILENO DE BAJA DENSIDAD (PEBD)

El polietileno de baja densidad es la variante de polietileno amorfo. Este material se distingue por su flexibilidad, en comparación con el PEAD. Su estructura molecular contiene una gran cantidad de ramificaciones, lo que disminuye su rigidez y le confiere propiedades de flexibilidad. El PEBD también presenta una mayor transparencia en comparación con el PEAD, como se puede ver en la Tabla 1.

El PEBD se suele usar en films flexibles y termosellables, como bolsas y películas plásticas flexibles [22, 23].

2.1.2 POLIPROPILENO (PP)

El polipropileno es un polímero termoplástico semicristalino que pertenece a la familia de las poliolefinas. La principal ventaja del PP es su temperatura de transición vítrea, como se puede ver en la Tabla 1. Gracias a estas propiedades, el polipropileno es utilizado en la industria alimentaria en la fabricación de recipientes que deben soportar altas temperaturas [22].

2.1.3 POLIESTIRENO (PS)

El poliestireno es un polímero termoplástico amorfo sintetizado mediante la polimerización del estireno (C_8H_8). El PS destaca por su rigidez, como se puede ver mediante el módulo de Young en la Tabla 1. La claridad óptica y bajo costo de producción son otras de sus ventajas. En la industria alimentaria, el poliestireno se utiliza para la fabricación de envases desechables, como vasos, platos y recipientes para alimentos [22,23].

2.1.4 POLIETILENO TEREFTALATO (PET)

El polietileno tereftalato es un polímero termoplástico perteneciente a la familia de los poliésteres. Se compone del monómero de tereftalato de etileno ($C_{10}H_8O_4$). Debido a su naturaleza lineal y amorfa, el PET la mejor transparencia de los 5. Gracias a su temperatura de transición vítrea, es ampliamente utilizado en la fabricación de películas y envases transparentes para la industria alimentaria. A pesar de su transparencia, este material posee la capacidad de mantener las condiciones del producto [22].

Tabla 1. Principales propiedades de los plásticos no biodegradables más utilizados

	PEAD	**PEBD**	**PP**	**PS**	**PET**
Densidad (cm^3)	0,93	0,93	0,8-0,9	1,04	1,4
Temperatura de transición vítrea (ºC)	105-115	105-115	160	95-105	67-81
Resistencia a la tracción (MPa)	30-40	10-30	30-50	30-60	50-100
Módulo de Young (GPa)	0,8	0,15-0,25	1,5-2	2-3	2-3

2.2 BIOPLÁSTICOS

Los bioplásticos son la alternativa a los PSDP y son biopolímeros compuestos por materia orgánica que provienen de organismos vivos, como plantas o microorganismos [24]. A diferencia de los PSDP, al finalizar su vida útil, los bioplásticos no se acumulan en el medio ambiente debido a su alta biodegradabilidad. Esto significa que una vez en el medio natural, los microorganismos son capaces de degradarlos [24].

Los bioplásticos, al imitar las propiedades físicas de los PSDP, representan una solución viable para reemplazarlos en diversas aplicaciones, ofreciendo una opción más sostenible. Para caracterizarlos, se usarán las mismas propiedades que en los PSDP, para así poder compararlos [24].

Las opciones son varias, y cada vez aparecen más plásticos que son capaces de replicar las características de los plásticos no biodegradables. Los mostrados a continuación son los que ya se producen y comercializan a escala industrial [25].

2.2.1 ÁCIDO POLIGLICÓLICO (PGA)

El ácido poliglicólico se obtiene mediante la fermentación de materias primas renovables como el maíz o la caña de azúcar. Esto convierte al PGA en una opción viable y sostenible para diversas aplicaciones industriales [24].

El PGA se usa como embalaje de productos frescos. Gracias a sus propiedades higroscópicas y su capacidad para formar barreras eficaces contra la evaporación del agua, el PGA ayuda a mantener la propiedades organolépticas y nutricionales de los productos [24, 26, 27, 28].

2.2.2 ALMIDÓN Y SUS DERIVADOS

El almidón y sus derivados son polisacáridos presentes en plantas como el maíz o la patata. Su composición es básicamente amilosa y amilopectina, que son dos formas de glucosa unidas por enlaces glucosídicos. Aunque el almidón tiene un gran potencial, su estructura no es adecuada para reemplazar los plásticos convencionales, lo que hace necesario modificarlo. Las modificaciones se hacen con el fin de mejorar sus propiedades, como la resistencia y la estabilidad térmica [29].

2.2.3 POLINBUTENILINSUCCINATO (PBS)

El polinbutenilinsuccinato es un poliéster biodegradable alifático que se obtiene mediante la polimerización de los monómeros ácido succínico y 1,4-butanodiol. Estos monómeros se pueden conseguir de fuentes renovables como la biomasa o el azúcar, lo que hace del PBS un material de interés en el contexto de los bioplásticos y la sostenibilidad. Gracias a su alta capacidad para biodegradarse en condiciones de compostaje, el PBS resulta una opción atractiva para sustituir algunos PSDP [28,34]. Las características del PBS hacen que sea adecuado para productos de un solo uso, como vasos o platos [29].

2.2.4 POLIÁCIDO LÁCTICO (PLA)

El poliácido láctico es un poliéster biodegradable alifático derivado del almidón o de la caña de azúcar, lo que lo convierte en un material renovable y sostenible. La biodegradabilidad del PLA le ha abierto paso en el mercado. Gracias a su temperatura de transición vítrea, se consiguen hacer películas transparentes [26, 29].

Tabla 2. Principales propiedades de los bioplásticos más utilizados

	PGA	**Almidón y derivados**	**PBS**	**PLA**
Densidad (cm^3)	1,3	1,3	1,26	1,24
Temperatura de transición vítrea (ºC)	35	65	-35	60
Resistencia a la tracción (MPa)	60	30	40	60
Módulo de Young (GPa)	3	1,5	0,75	3

Comparando la Tabla 1 con la Tabla 2, se puede observar cómo, en general, los bioplásticos tienden a ser más densos que los PSDP. Esto repercute directamente en la utilización de los bioplásticos. Se ve también como los bioplásticos, tienen temperaturas de transición vítrea más bajas que los PSDP. En cambio, en cuanto al módulo de Young y la resistencia a la tracción, se aprecia una superposición destacable entre ambos tipos de polímeros.

2.3 ECOPARCS

Los Ecoparcs del Área Metropolitana de Barcelona (AMB) son plantas de tratamiento de residuos integrados. Estos son capaces de gestionar los residuos sólidos urbanos de manera sostenible. Estas instalaciones, situadas en Zona Franca, Montcada i Reixac, Sant Adrià de Besòs y Hostalets de Pierola, convierten cada año cerca de 1,1 millones de toneladas de residuos municipales en recursos útiles como biogás y compost, apostando por la economía circular y reduciendo el impacto ambiental [18].

Funcionan como plantas de tratamiento mecánico-biológico, combinando tecnología y procesos naturales para maximizar la recuperación de materiales y la revalorización de residuos [18]. Una vez los residuos llegan y se registran según su tipo y peso, herramientas como cribas, separadores ópticos y electroimanes clasifican plásticos, metales, vidrio y papel [18]. Por otro lado, la FORM, proveniente del contenedor marrón o gris, se separa. Una vez aislada la FORM, se somete a digestión anaerobia, y posteriormente el digestato a compostaje [18].

El proceso biológico de especial importancia es la digestión anaerobia por vía seca, que transforma la materia orgánica en biogás y digestato [30]. Este método, trabaja con un contenido de sólidos entre 20-40%, lo que ahorra agua y produce un digestato sólido más fácil de manejar que el de la vía húmeda [30]. Después, este digestato se convierte en compost que se puede usar como enmienda en capos de agricultura [30].

Usan sistemas de cogeneración para transformar el biogás en electricidad y calor, logrando que instalaciones como la de Sant Adrià de Besòs no solo cubran su propio consumo eléctrico, sino que también exporten excedentes a la red [18]. Además, cuentan con sistemas de control de olores para minimizar impactos ambientales [18]. Los residuos que no se pueden reciclar ni valorizar terminan en incineración energética o vertederos controlados, aunque el objetivo es reducir estas opciones al mínimo [18].

2.4 DIGESTIÓN ANAEROBIA

La digestión anaerobia (DA) es un proceso biológico en el que microorganismos degradan materia orgánica en condiciones de ausencia de oxígeno. La materia orgánica se transforma en biomasa, materia orgánica estabilizada y biogás [30]. Este proceso ocurre de forma natural en entornos como el rumen de los animales, pantanos y alcantarillas municipales [30]. También se utiliza ampliamente en sistemas controlados, como el tratamiento de aguas residuales y la digestión de residuos sólidos urbanos en reactores secos [30]. Su principal beneficio es que los compuestos orgánicos complejos y potencialmente contaminantes, son transformados en compuestos simples y estables [30, 31]. A este último proceso se le conoce como mineralización.

El proceso es llevado a cabo por un consorcio microbiológico. Estos consorcios se caracterizan por ser comunidades de varias especies de microorganismos que coexisten en el mismo espacio físico [30]. El equilibrio entre las poblaciones de los microorganismos es esencial para una correcta DA [30]. Para simplificar el proceso, se estudia en 4 etapas distintas. En estas etapas, lípidos, carbohidratos y proteínas son trasformados a ácidos grasos volátiles (AGV), para posteriormente ser transformados en biogás [32].

Al estar cada etapa vinculada metabólicamente a la siguiente, la correcta interacción entre microorganismos es esencial. El biogás es una mezcla de metano y dióxido de carbono, que se utiliza como fuente de energía renovable [30]. El proceso entero está regulado por factores clave como la concentración de sólidos totales (ST), la temperatura, el pH, la velocidad de carga orgánica (VCO), el tiempo de retención hidráulico (TRH) o el mezclado [33, 44]. Aun así, la temperatura es considerado el factor con más peso que determina el proceso [33].

2.4.1 HIDRÓLISIS

La hidrolisis es la primera fase, en la cual las bacterias fermentativas descomponen las partículas de materia orgánica compleja. Estas partículas se encuentran suspendidas en el medio.

La materia orgánica compleja, al no estar directamente disponible para las bacterias, éstas producen enzimas extracelulares (exoenzimas), para así poder degradar los componentes [30, 34]. Las exoenzimas son secretadas por las bacterias hidrolíticas y entre ellas se encuentran las lipasas (que degradan lípidos), proteasas (que descomponen proteínas) y celulasas (que desintegran la celulosa) [32]. Estas enzimas permiten la degradación de las proteínas en aminoácidos, los carbohidratos complejos en azúcares simples y los lípidos en ácidos grasos de cadena larga [32]. Los productos resultantes son absorbidos por las bacterias, que pueden continuar su descomposición.

Para la DA de aguas residuales, la hidrólisis es la parte más crítica [42]. Esto significa que una hidrolisis ineficiente puede dar lugar a una escasa producción de biogás, aun si la fase metanogénica funciona correctamente. Por lo tanto, facilitar el proceso de hidrolisis, ayudará a tener una mejor digestión, en términos generales.

Una rápida hidrolisis puede conducir a que el sistema sea inestable, debido a la acumulación de nitrógeno amoniacal y debido a la hidrolisis de proteínas [36, 37].

2.4.2 ACIDOGÉNESIS

En la fase de acidogénesis, los productos obtenidos durante la hidrólisis (aminoácidos, azúcares simples y ácidos grasos de cadena corta) presentan las propiedades fisicoquímicas necesarias, como tamaño y solubilidad, para atravesar las membranas celulares bacterianas [30]. Una vez dentro de las células, estos compuestos son metabolizados por las bacterias fermentadoras a Acetyl-Coa y piruvato [32]. Posteriormente, mediante rutas metabólicas distintas, se forman a partir del Acetyl-Coa y piruvato, compuestos como butanol, etanol y acetato, entre otros [32].

Las rutas metabólicas empleadas por las bacterias fermentadoras son altamente dependientes de las condiciones del medio. Por ejemplo, una elevada concentración de H_2 en el sistema desplaza las reacciones productoras de este gas hacia rutas metabólicas alternativas, modificando la composición final de los productos de la acidogénesis. Este equilibrio es crucial para mantener la estabilidad del proceso [30].

La rápida producción de AGV puede exceder la capacidad de consumo de las fases posteriores, provocando un descenso del pH en el medio. Esta acidificación puede inhibir a las arqueas metanogénicas, esenciales para la conversión final en biogás, favoreciendo así una acumulación de AGV [33].

Estas situaciones son más probables en condiciones de altas temperaturas, en presencia de compuestos tóxicos para las bacterias o alto contenido de ST, especialmente aquellos fáciles de degradar [30, 33].

La reacción de Stickland es una ruta metabólica presente en la fase de acidogénesis, en la que dos aminoácidos interactúan: uno se oxida actuando como donador de electrones, mientras que el otro se reduce como aceptor. Este proceso produce AGV, CO_2 y amoníaco (NH_3). El NH_3 generado puede actuar como un aceptor de protones, lo que contrarresta en cierta medida la acidificación y contribuye al incremento del pH del medio, mitigando parcialmente los efectos negativos de una acumulación excesiva de AGV [30].

2.4.3 ACETOGÉNESIS

En esta fase, los productos generados en la acidogénesis, que no se han convertido en acetato, principalmente los otros ácidos grasos volátiles (AGV), son transformados en acetato, hidrógeno (H_2) y dióxido de carbono (CO_2) por bacterias acetogénicas. Los sustratos más comúnmente utilizados por estas bacterias son el propionato y el butirato, aunque también pueden emplear lactato, metanol, o incluso CO_2 y H_2 a través de una reacción homoacetogénica. Además, los ácidos grasos de cadena larga (AGCL) se descomponen en acetato mediante β-oxidación, llevada a cabo por bacterias acidogénicas específicas [30].

Un reto significativo para las bacterias acetogénicas es que, aunque son productoras obligadas de hidrógeno, este gas resulta inhibidor para su metabolismo. Este fenómeno resalta la importancia de un consumo rápido de H_2 por parte de las arqueas metanogénicas, ya que su acumulación podría afectar negativamente el funcionamiento de las bacterias acetogénicas. Si no se mantiene un equilibrio adecuado entre ambas poblaciones microbianas, algunas de las reacciones metabólicas no se llevarán a cabo de manera eficiente debido a la sobreacumulación de H_2, lo que afectaría la conversión de compuestos [30].

Este proceso crea un efecto de asociación sintrófica, en el que las bacterias acetogénicas dependen del consumo rápido de hidrógeno por parte de las arqueas metanogénicas para su desarrollo. En condiciones de digestión anaerobia óptimas, las arqueas metanogénicas y las bacterias sulfato-reductoras colaboran en la regulación de la presión parcial de hidrógeno, manteniéndola a niveles muy bajos. Este equilibrio entre los diferentes grupos bacterianos y arquéanos es crucial para asegurar la eficiencia global del proceso de digestión anaerobia y maximizar la producción de biogás [30].

2.4.4 METANOGÉNESIS

En la fase de metanogénesis, las arqueas metanogénicas, microorganismos estrictamente anaerobios, desempeñan un papel crucial en la conversión de los productos finales de la digestión anaerobia en biogás, que es la principal fuente de valor en este proceso. Las arqueas metanogénicas tienen como objetivo la conversión de acetato, hidrógeno (H_2) y dióxido de carbono (CO_2) en metano (CH_4) y dióxido de carbono. Este proceso de conversión se lleva a cabo mediante dos vías metabólicas predominantes: la hidrogentrófica y la acetoclástica [30].

La vía hidrogentrófica, que es la preferida por las arqueas metanogénicas, implica la reducción del CO_2 utilizando H_2 como donador de electrones, lo que da lugar a la formación de metano.

Este proceso es termodinámicamente más favorable y espontáneo, lo que lo convierte en la vía dominante en condiciones estándar de digestión anaerobia. Por otro lado, la vía acetoclástica implica la descarboxilación del acetato para formar metano, aunque esta vía es menos espontánea y se lleva a cabo a un ritmo más lento que la hidrogentrófica [30].

No todas las arqueas metanogénicas son capaces de llevar a cabo ambas reacciones. Las especies del género Methanosarcina y Methanosaeta son predominantemente acetoclásticas, predominantes en sistemas mesofílicos. Mientras que las del género Methanobacterium realizan preferentemente las reacciones hidrogentróficas, predominante en sistemas termofílicos. [39] Esta especialización metabólica permite una eficiencia operativa en la digestión anaerobia, dependiendo de la disponibilidad de sustratos como acetato o hidrógeno en el medio [30].

Además, los microorganismos metanogénicos son especialmente sensibles a tóxicos [38].

La digestión anaerobia, al ser un proceso complejo, implica la interacción sinérgica entre bacterias y arqueas en todas las fases del ciclo, desde la hidrólisis inicial hasta la metanogénesis final. Este equilibrio microbiano asegura la conversión eficiente de la materia orgánica en biogás [30]. Este es un producto de valor energético, ya que es posible generar electricidad con motores [30].

2.5 POTENCIAL DE BIOMETANO (BMP)

Para evaluar la biodegradabilidad de un sustrato mediante digestión anaerobia, se utiliza el ensayo del potencial de metano (BMP, por sus siglas en inglés) [17]. Con este ensayo es posible mantener varias condiciones simultáneamente. Es por esto que es considerado uno de los métodos más sencillos, económicos y efectivos [17].

Este ensayo consiste en inocular un lodo anaerobio en un biorreactor sellado herméticamente, al que se le agrega un medio de cultivo y los sustratos [39].

Los BMP se realizan comúnmente en sistemas de cultivo por lotes, debido a su versatilidad y capacidad para controlar variables clave en un entorno experimental. En estos ensayos, se introducen cantidades conocidas de (i) inóculo (como lodo anaerobio rico en consorcios microbianos), (ii) medio de cultivo (que aporta nutrientes esenciales para el crecimiento microbiano) y (iii) sustrato orgánico (por ejemplo, residuos agrícolas, desechos alimentarios o estiércol) en biorreactores herméticos de pequeño o mediano volumen.

Según la literatura, este enfoque permite estudiar la biodegradabilidad del sustrato y optimizar las condiciones para maximizar la producción de biogás, compuesto principalmente por metano (CH_4) y dióxido de carbono (CO_2), con trazas de otros gases [17].

El proceso se lleva a cabo bajo condiciones controladas, con agitación constante (mecánica o magnética) para asegurar una mezcla homogénea, facilitar la transferencia de masa y evitar la formación de gradientes de concentración o sedimentación. La temperatura se mantiene típicamente en el rango mesófilo (30–40 °C) o termófilo (50–60 °C), seleccionada según las características del sustrato y los microorganismos involucrados, ya que influye directamente en la cinética de degradación y la eficiencia del proceso. El período de incubación oscila entre 30 y 60 días, durante los cuales se mide el volumen acumulado de biogás mediante técnicas como el desplazamiento de agua, sensores de presión o sistemas de captura de gas. Estos datos se normalizan (por ejemplo, en ml de biogás por gramo de sólidos volátiles y se expresan en condiciones estándares de presión y temperatura del gas (1 atm y 0ºC)) y se utilizan para generar curvas de producción acumulada.

2.5.1 MEDIO DE CULTIVO

Los biorreactores utilizados en el ensayo de BMP pueden operar o con un medio sintético o simplemente añadiendo el material que se desea analizar directamente en el sistema [17, 40, 41, 42]. La elección de uno u otro depende de la composición del sustrato en cuestión.

En el caso de que el sustrato, como la FORM, ya contenga los micro y macronutrientes necesarios, no es necesario agregar un medio sintético. Sin embargo, si el sustrato no incluye estos nutrientes en las concentraciones adecuadas, se deberá realizar su adición [41]. En este caso, el objetivo del medio de cultivo es no limitar la actividad del lodo anaerobia, para que de esta manera, se pueda estudiar correctamente la influencia de los sustratos sobre la digestión anaerobia.

Los macronutrientes son los elementos que el lodo anaerobio necesita en grandes cantidades para realizar sus funciones. Por ende, debe haber grandes concentraciones de éstos.

Estos incluyen potasio, calcio, magnesio y sodio, los cuales son cruciales para el correcto funcionamiento del proceso [22, 43, 44, 45]. Además, es fundamental incorporar una fuente de amonio, indispensable para la síntesis de proteínas [44].

Los micronutrientes en cambio son elementos que deben estar presentes en concentraciones muy bajas en comparación con los macronutrientes [46]. El zinc, hierro, molibdeno, boro, cobalto y cobre son ejemplos de micronutrientes. Estos cumplen funciones esenciales como cofactores de enzimas, facilitando las reacciones metabólicas en el proceso de digestión anaerobia. La deficiencia de estos componentes puede reducir la actividad enzimática y, por lo tanto, limitar el rendimiento del proceso [43].

2.5.2 INÓCULO

El inóculo utilizado en ensayos de BMP suele ser obtenido de plantas industriales de digestión anaerobia. En otros casos, el inóculo puede provenir de digestores especializados que procesan un único tipo de sustrato o incluso de laboratorios donde los microorganismos se alimentan de sustratos específicos durante periodos prolongados. Estas condiciones pueden inducir cambios significativos en la composición del consorcio microbiano, lo que a su vez afecta los resultados experimentales obtenidos [39, 47].

Una vez obtenido el lodo, es fundamental someterlo a un periodo de preincubación de aproximadamente cinco días. Este procedimiento permite que el inóculo consuma cualquier residuo de sustrato remanente que pudiera estar presente en el lodo, asegurando que la actividad metanogénica inicial no esté influenciada por estos compuestos. La preincubación es esencial para obtener una caracterización precisa del lodo, permitiendo que los resultados experimentales reflejen únicamente el potencial metanogénico del sustrato en evaluación [39].

2.5.3 SUSTRATO

El sustrato utilizado en los procesos de digestión anaerobia actúa como la fuente principal de carbono, nitrógeno y fosfato para el consorcio microbiano presente en el lodo.

En términos de granulometría, el tamaño óptimo del sustrato es de aproximadamente 5 mm, ya que un tamaño reducido maximiza la superficie de contacto entre el sustrato y los microorganismos, lo que mejora la eficiencia de la hidrólisis y, en consecuencia, la producción de biogás [48]. Adicionalmente, la biodisponibilidad de la fuente de carbono es un factor crucial en el proceso de DA.

Las fuentes de carbono más biodegradables, como los carbohidratos simples, se degradan rápidamente, lo que permite que el proceso avance rápidamente hacia la fase acidogénica [49]. En cambio, las fuentes de carbono más recalcitrantes, como aquellas ricas en lignina, tienden a degradarse a una velocidad más lenta, lo que requiere que el consorcio microbiano dedique más tiempo en la fase de hidrólisis para descomponer completamente estos compuestos y permitir la transición hacia las fases de acidogénesis y metanogénesis [49].

Finalmente, se establece como valor de referencia que por cada kilogramo de DQO añadidos al biorreactor, este producirá aproximadamente 350 litros de biogás, un valor que se toma como estándar en las condiciones experimentales de digestión anaerobia [30].

2.5.5 RELACIÓN INOCULO SUSTRATO (SIR)

La relación de inóculo/sustrato (SIR) es un parámetro clave en el diseño y ejecución de ensayos de digestión anaerobia en ensayos de BMP. Esta afecta directamente la eficiencia del proceso y los resultados obtenidos [17]. Estudios han demostrado que SIR altos, como una relación de 1:2, pueden provocar inhibición debido a la acumulación de productos intermedios, como AGV, que alteran el equilibrio del medio, afectan negativamente la actividad microbiana y reducen la producción de biogás [44]. Por ejemplo, Holliger et al. (2004) destacan que una carga excesiva de sustrato puede generar una acumulación de AGV, lo que disminuye el pH y compromete la estabilidad del proceso de digestión anaerobia, resultando en una menor producción de biogás [50].

En pruebas de BMP realizadas en biorreactores con volúmenes de 50-250 ml, la relación SIR de 1:1 es frecuentemente adoptada, ya que proporciona un equilibrio óptimo entre el inóculo y el sustrato.

Esta proporción minimiza el riesgo de inhibición por acumulación de metabolitos y asegura una actividad microbiana estable, lo que permite una estimación más precisa y reproducible de la producción de biogás [51]. Además, Raposo et al. (2019) señalan que una SIR de 1:1 facilita la comparabilidad de resultados entre experimentos, ya que estandariza las condiciones iniciales y reduce la variabilidad asociada con desbalances en la carga orgánica o la capacidad tampón del inóculo [64].

Esta relación es especialmente relevante en ensayos con sustratos de alta carga orgánica, donde una proporción inadecuada podría exacerbar la inhibición del proceso.

2.5.6 CUANTIFICACIÓN DEL BIOGAS

La cuantificación del biogás producido en los ensayos de digestión anaerobia se puede realizar mediante varios métodos, todos ellos orientados a medir, de forma directa o indirecta, la producción acumulada de biogás del BMP. Entre los métodos más utilizados se encuentran el desplazamiento de líquido y el manométrico.

a) DESPLAZAMIENTO DE LIQUIDO

En este método, el biogás producido se transporta hacia un colector externo que contiene una solución básica que actúa como barrera, permitiendo que el dióxido de carbono se adsorba en el medio sin que el metano lo haga. Al ingresar el biogás al colector, se desplaza un volumen de líquido que es equivalente al volumen de metano producido. Algunos colectores están diseñados con un volumen predeterminado de líquido, y el dispositivo simplemente contabiliza cuántas veces se llena el recipiente. En otros sistemas, se puede almacenar una parte del gas para su posterior caracterización, lo que permite un análisis detallado de la composición del biogás [14].

b) MANOMÉTRICO

En el método manométrico, el volumen de biogás se mide indirectamente a través de la presión. Generalmente, se utiliza una jeringa acoplada a un sensor de presión, y se realiza una medición periódica durante el transcurso del experimento. Este método no es automático en términos de intervalos de medición, lo que significa que depende del operador determinar cuándo realizar las mediciones. Para obtener resultados precisos, se recomienda medir en intervalos de tiempo donde el error asociado al dispositivo de medición sea mínimo.

Los resultados de biogás producido se pueden traducir a metano, siempre y cuando se logre saber la composición de metano en el gas. Esto se puede realizar mediante una cromatografía de gases.

2.5.7 RESULTADOS

La presentación de resultados se caracteriza por incluir gráficos que ilustran la evolución de la generación de biogás a lo largo del tiempo, normalizada en función de la DQO añadida y expresada en mililitros de biogás por gramo de DQO (ml biogás/g DQO) [17]. Estos gráficos son fundamentales para evaluar la eficiencia del proceso y la biodegradabilidad del sustrato.

Las curvas de producción de biogás representadas en dichas gráficas permiten identificar tres fases distintivas del proceso [17, 52, 53]: la fase de latencia, caracterizada por una producción mínima de biogás debido a la adaptación inicial de los microorganismos al sustrato; la fase de crecimiento, en la que se observa una producción exponencial de biogás como resultado de la degradación activa del sustrato; y la fase de estabilización, donde la generación de biogás se estabiliza o disminuye, indicando la posible depleción del sustrato o la acumulación de inhibidores.

En el ensayo BMP, la Demanda Química de Oxígeno (DQO) estima un rendimiento teórico de 350 mL CH_4/g DQO degradado, y la biodegradabilidad se calcula con la ecuación 1 [17, 30]:

$$R = \frac{BMPexp}{BMPth} * 100 \qquad \textit{(Ecuación 1)}$$

Donde las variables se definen como:

- R es la biodegradabilidad (%)
- BMP_{exp} es la producción de biogás experimental (ml de biogás/g DQO)
- BMP_{th} es la producción máxima de biogás teórica (350 ml de biogás/g DQO)

3. OBJETIVOS

El objetivo principal de esta investigación fue evaluar el impacto de bolsas compostables sobre la digestión anaerobia mesofílica, considerando sustratos de fácil y difícil biodegradación.

Para lograr dicho objetivo se propusieron los siguientes objetivos específicos.

- Determinación del potencial de biometano (BMP) de bolsas biodegradables con la presencia de glucosa y celulosa como sustratos fácil y difícilmente biodegradables, respectivamente, en condiciones mesofílicas.
- Modelización matemática de los resultados obtenidos, mediante el Modelo de Gompertz modificado, con el finde comprender mejor la cinética de la DA bajo las condiciones determinadas.

4. MATERIALES Y METÓDOS

4.1 LODO ANAEROBIO

Para este estudio se utilizaron microorganismos de un proceso anaeróbico de digestión de fangos de la estación depuradora de aguas residuales (EDAR) urbana de Rubí (Cataluña, España).

Una vez en el laboratorio, la biomasa se mantuvo a temperatura ambiente y se le suministró un aporte inicial de glucosa en una concentración de 5 g/L para estabilizar su actividad metabólica.

Durante la semana anterior a la inoculación en los biorreactores, se suspendió el aporte de glucosa con el propósito de que la biomasa realizase únicamente las funciones vitales para sobrevivir. A estas condiciones se les llama condiciones endógenas [30].

El lodo utilizado se caracterizó en términos de pH, conductividad eléctrica, solidos suspendidos totales y volátiles.

4.2 BOLSAS BIODEGRADABLES COMERCIALES

Para el estudio de la biodegradabilidad de las bolsas biodegradables, se utilizaron unas bolsas compostables de supermercado cuya composición no fue conocida. Con el fin de evaluar su efecto en condiciones controladas, se mezcló con otros dos sustratos de alta y baja biodegradabilidad. Las bolsas fueron trituradas manualmente, con una tijera, de tal manera de reducir lo máximo posible su tamaño (aproximadamente 1 cm), y mejorar su mezcla en el biorreactor.

4.3. COSUSTRATOS

Los sustratos seleccionados fueron glucosa, como fuente de carbono fácilmente accesible, y celulosa microcristalina, como fuente de carbono recalcitrante. La glucosa utilizada era de la marca Scharlau, y esta era glucosa monohidratada.

La celulosa microcristalina fue de la marca Warchem. Su combinación permitió evaluar cómo la biodegradación de la bolsa interactuaba con diferentes fuentes de carbono presentes.

4.4 METODOLOGÍAS EXPERIMENTALES

4.4.1 DETERMINACIÓN DE SÓLIDOS

Para la determinación de los diferentes tipos de sólidos presentes en la muestra de fango, se implementó un procedimiento estandarizado basado en el peso seco [54]. En primer lugar, los crisoles y los de filtros de fibra de vidrio de 1 µm fueron sometidos a un secado a 105 ºC durante 1 hora en una estufa de laboratorio. Este paso fue necesario para eliminar cualquier rastro de humedad residual que pudiera interferir en las mediciones posteriores.

Una vez completado el secado, los crisoles y los filtros se dejaron enfriar dentro de un desecador. Esto permitió evitar la reabsorción de humedad del ambiente. A continuación, se procedió a pesar tres crisoles vacíos y tres crisoles con filtros, utilizando una balanza de precisión.

Durante todo el proceso, los crisoles y los filtros se manipularon con pinzas con el objetivo de evitar cualquier tipo de contaminación de la piel [54].

4.4.2 DETERMINACIÓN DE SOLIDOS TOTALES

Los sólidos totales de una muestra de fango representan la cantidad total de materia contenida en el fango, incluyendo tanto la materia disuelta como la suspendida. Para determinar los sólidos totales (ST), se siguió el procedimiento estandarizado [54].

Inicialmente, se añadieron 10 ml de lodo a 3 crisoles limpios y secados a 105ºC, mediante una probeta. Los crisoles con la muestra de lodo fueron secados en una estufa a 105 ºC durante 24 horas, con el objetivo de eliminar completamente el agua contenida en la muestra. Este proceso deshidrató el lodo, dejando únicamente el residuo sólido.

Tras finalizar el secado, los crisoles fueron retirados de la estufa y enfriados dentro de un desecador, evitando así la reabsorción de humedad del ambiente. Luego, cada crisol fue pesado. La diferencia entre el peso del crisol que contenía el residuo seco y el peso inicial del crisol vacío fue utilizada para calcular los gramos de sólidos totales presentes en la muestra de fango (Ecuación 2) [54].

$$\frac{PC - PC105}{V} = ST\ (g/l) \qquad \textit{(Ecuación 2)}$$

Donde las variables se definen como:

- PC es el peso del crisol deshidratado (g)
- PC105 es el peso del crisol con la muestra de lodo tras la aplicación de los 105 ºC (g)
- V es el volumen de muestra (l)
- ST es la concentración de sólidos totales (g/l)

4.4.3 DETERMINACIÓN DE SÓLIDOS VOLATILES

Los sólidos volátiles (SV) de una muestra de lodo corresponden a la cantidad total de materia orgánica presente. Incluye tanto la disuelta como la suspendida.

Los crisoles obtenidos de la metodología de ST, fueron colocados en una mufla a una temperatura de 550 ºC durante un periodo de 2 horas. Esto permitió la combustión completa de los ST, representada principalmente por compuestos orgánicos.

Al finalizar la combustión en la mufla, los crisoles fueron retirados y enfriados dentro de un desecador para evitar la reabsorción de humedad del ambiente. Posteriormente, se pesaron nuevamente.

La diferencia entre el peso registrado tras el secado en la estufa y el peso obtenido después del tratamiento en la mufla representó los gramos de sólidos volátiles presentes en la muestra de fango (Ecuación 3) [54].

$$\frac{PC105 - PC550}{V} = SV\ (g/l) \qquad \textit{(Ecuación 3)}$$

Donde las variables se definen como:

- PC105 es el peso del crisol con la muestra de lodo tras la aplicación de los 105 ºC (g)
- PC550 es el peso del crisol con la muestra de lodo tras la aplicación de los 550 ºC (g)
- V es el volumen de muestra (l)
- SV es la concentración de sólidos volátiles (g/l)

4.1.4 DETERMINACIÓN DE SOLIDOS TOTALES SUSPENDIDOS

Los sólidos suspendidos totales (SST) de una muestra de fango representan la cantidad total de materia en suspensión presente en el fango. La determinación de los SST se realizó mediante un procedimiento de filtración utilizando un matraz Kitasato [54].

Inicialmente, se acopló un embudo Büchner de filtración al vacío a la boca de un matraz Kitasato. Posteriormente, se conectó una línea de vacío al brazo lateral del matraz, que permitía la succión. Se colocó un filtro de fibra de vidrio de 1 µm en el embudo, asegurando su adhesión mediante unas gotas de agua destilada, mientras la succión estaba activa. A continuación, se pusieron 2 ml de fango en el embudo utilizando una micropipeta. Tras la aplicación del vacío, la fase líquida percoló a través del filtro, mientras que el material particulado fue retenido sobre la superficie del filtro.

Una vez completado el proceso de filtración, el filtro se retiró y se colocó en un crisol. Este crisol con el filtro se sometió a un secado a 105 ºC durante 24 horas para eliminar la humedad residual. Después del secado, el crisol fue pesando.

La diferencia entre el peso del crisol con el filtro y el peso del crisol y el filtro vacíos fueron los gramos de SST en la muestra de fango (Ecuación 4) [54].

$$\frac{PC + PF - PC105}{V} = SST\ (g/l) \qquad \textit{(Ecuación 4)}$$

Donde las variables se definen como:

- PC es el peso del crisol deshidratado (g)
- PF es el peso del filtro (g)
- PC105 es el peso del crisol con la muestra de lodo tras la aplicación de los 105 ºC (g)
- V es el volumen de muestra (l)
- SST es la concentración de sólidos suspendidos totales (g/l)

4.1.5 DETERMINACIÓN DE SOLIDOS VOLATILES SUSPENDIDOS

Los sólidos suspendidos volátiles (SSV) de una muestra de fango representan la cantidad total de materia orgánica en suspensión. Este valor permite saber de forma aproximada la cantidad de biomasa presente en el lodo anaerobio [75]. Para la determinación de los SSV, se utilizó el crisol obtenido de los SST. Este crisol se colocó de nuevo en la mufla, donde se sometió a una temperatura de 550 ºC durante un periodo de 2 horas.

Este proceso permitió la incineración de la fracción orgánica volátil presente en los sólidos suspendidos. Al finalizar la combustión, el crisol se retiró de la mufla, se enfrió y se pesó. La diferencia entre el peso del crisol después del secado en la estufa y el peso del crisol tras la combustión en la mufla proporcionó los gramos de SSV en la muestra de fango (Ecuación 5) [54].

$$\frac{PC105 + PF - PC550}{V} = SSV\ (g/l) \qquad \textit{(Ecuación 5)}$$

Donde las variables se definen como:

- PC105 es el peso del crisol con la muestra de lodo tras la aplicación de los 105 ºC (g)
- PF es el peso del filtro (g)
- PC550 es el peso del crisol con la muestra de lodo tras la aplicación de los 550 ºC (g)
- V es el volumen de muestra (l)
- SSV es la concentración de sólidos suspendidos volátiles (g/l)

4.4.6. DEMANDA QUIMICA DE OXIGENO (DQO)

La demanda química de oxígeno es un parámetro de gran valor en la realización de pruebas de BMP. Esta que ofrece una metodología sencilla y económica para la caracterización de la materia orgánica. Este análisis mide la cantidad de oxígeno equivalente requerida para oxidar completamente toda la materia orgánica presente, tanto biodegradable como no biodegradable, utilizando un agente químico fuerte como referencia [54].

El procedimiento para determinar la DQO emplea dicromato de potasio ($K_2Cr_2O_7$) como agente oxidante en un medio ácido proporcionado por ácido sulfúrico (H_2SO_4). Ambos reactivos se disuelven en una solución previamente preparada, que se coloca en un vial junto con la muestra a analizar. Posteriormente, el vial es agitado y calentado a 150 °C durante aproximadamente 2 horas. En este período, la materia orgánica se oxida completamente, produciendo dióxido de carbono (CO_2) y agua (H_2O), mientras que el dicromato de potasio se reduce a cromo trivalente (Cr^{3+}) [54].

La cantidad de dicromato consumido en la reacción es directamente proporcional a la cantidad total de materia oxidable en la muestra. Este valor puede determinarse mediante titulación utilizando ferroína como indicador o, como en este caso, mediante técnicas fotométricas [54].

Para determinar la DQO de la bolsa compostable, se usaron los kits de análisis de HANNA Instruments, en concreto los modelos HI94754B-25 DQO (EPA) Rango Medio y HI94754C-25 DQO (EPA) Rango Alto. El kit de rango medio permite cuantificar demandas químicas en un intervalo de 0 a 1500 mg/L, mientras que el kit de rango alto cubre un intervalo de 0 a 15,000 mg/L. Previo a la medición de la DQO, una masa conocida de bolsas biodegradables cortadas fue dejada en agitación en 500 mL de agua destilada durante 24 h, de tal manera de tener una concentración de sólidos de 1000 mg/L de sólidos.

El procedimiento para cada kit varía en la cantidad de muestra requerida: el kit de rango medio utiliza 2 mL de solución, mientras que el kit de rango alto requiere 0.2 mL. Ambos kits facilitan el protocolo explicado, y finalizan con una medición con el fotómetro de mesa Hanna HI83224 para determinar la DQO, expresada en mg/L de oxígeno [53].

4.4.7 CARBONO ORGÁNICO TOTAL

Otra manera de determinar el contenido de materia orgánica total es mediantela cuantificación del carbono orgánico total (COT). El procedimiento se basa en combustionar la muestra para luego medir el CO_2 generado mediante infrarrojos. En este procedimiento, se cortó la bolsa en fragmentos pequeños y se depositar en una cubeta de análisis, formando una fina capa. Se utilizó el equipo Shimadzu TOC-V CSN equipado con el módulo de sólidos Shimadzu SSM-5000ª. Éste se calibra con glucosa anhidra en un rango de 0 a 30 mg. Posteriormente, se cuantificó el COT de la muestra de bolsa. Las muestras fueron expuestas a 900 ºC para lograr la completa combustión de las muestras. El CO_2 liberado se midió con el sensor.

4.5 MEDIO DE CULTIVO

Para proporcionar macro y micronutrientes se utilizó el medio definido en la tabla 3. Este medio fue extraído de la bibliografía [41]. La elección de este medio se fundamente en que el medio de cultivo no debe limitar la actividad del lodo anaerobio. En la tabla 3 se pueden ver las concentraciones de los distintos compuestos utilizados. Para realizar el aporte de los macronutrientes, se elaboraron 4 soluciones concentradas. Una vez realizadas las soluciones, se pipeteó el volumen de solución concentrada para obtener la concentración presente en la tabla 3 dentro de cada biorreactor. Para la adición de los micronutrientes en los biorreactores, se elaboró una única solución concentrada, donde estaban presentes todos los micronutrientes. Se añadieron en el orden presente en la tabla 3 para evitar problemas de precipitación en la solución concentrada. Finalmente se pipeteó el volumen necesario para lograr la concentración establecida en la tabla 3 dentro de cada biorreactor.

Tabla 3: Medio de cultivo elaborado [41].

Solución de macronutrientes		**Solución de micronutrientes**	
Nutrientes	**Concentración (g/l)**	**Nutrientes**	**Concentración (mg/l)**
NH_4Cl	0,34	$FeCl_3$ 6H2O	4,6
KH_2PO_4	0,074	$CoCl_2$ 6H2O	4
$CaCl_2$	0,012	$MnCl_2$ 4H2O	1
$MgSO_4$ $7H_2O$	0,023	$CuCl_2$ 2H2O	0,06
		$ZnCl_2$	0,1
		H_3BO_3	0,1
		$(NH_4)_6Mo_7O_{24}$ $4H_2O$	0,18
		Na_2SeO_3 H_2O	0,2
		$NiCl_2$ H_2O	0,6212
		EDTA $2H_2O$	2
		HCl (36%)	0.5 [ml/l]
		Na_2S xH_2O	200
		EXTRACTO LEVADURA	200

4.6 BIOCHEMICAL METHANE POTENTIAL (BMP)

En esta técnica se midió la cantidad de biogás generado por un lodo anaerobio al ser sometido a un sustrato concreto dentro de un medio controlado, en biorreactores herméticamente sellados. En el caso de este experimento, se empleó un biorreactor hermético con agitación manual, y la medición de la presión se llevó a cabo de forma manométrica. Toda la metodología se siguió a partir del estudio de Angelidaki [17].

Los biorreactores se mantuvieron a 36 ºC y se registró de manera puntual la presión generada, permitiendo así evaluar la producción de biogás en función del sustrato utilizado.

Para el cálculo de la biodegradabilidad, se comparó la producción real de biogás, respecto a la teórica de 350 ml de biogás/g DQO.

Para el estudio de BMP se emplearon biorreactores con una capacidad de 120 ml, los cuales fueron etiquetados de acuerdo con la dosificación correspondiente para facilitar su identificación a lo largo del experimento. Se realizaron dos series experimentales con volúmenes de reacción de 100 ml y 70 ml para analizar su efecto en el sistema, manteniendo constantes factores como temperatura, RIS y concentración de ST.

Se utilizó una relación inoculo/sustrato (RIS) de 1:1 y una concentración de lodos anaerobios de 10 g de ST/l [17].

Se añadieron los sustratos seleccionados (glucosa, celulosa y/o bolsa compostable) a los biorreactores, usando un embudo. Con el propósito de minimizar pérdidas de material, se utilizó una parte del agua total destinada al experimento para enjuagar tanto las bandejas de pesaje como el embudo, asegurando la transferencia completa de los sólidos a los biorreactores.

Para la preparación de los reactores se usaron los porcentajes expresado como peso/peso presentes en la Tabla 4.

Tabla 4: Condiciones experimentales elaboradas, con sus nomenclaturas correspondientes

Nomenclatura	Características
B	0% bolsa + 0% glucosa + 0% celulosa
BO	100% bolsa + 0% glucosa + 0% celulosa
GC50	0% bolsa + 50% glucosa + 50% celulosa
G10	10% bolsa + 90% glucosa + 0% celulosa
C10	10% bolsa + 0% glucosa + 90% celulosa
GC10	10% bolsa + 45% glucosa + 45% celulosa
GC1	1% bolsa + 49,5% glucosa + 49,5% celulosa

Se diseñaron siete dosificaciones, cada una con una composición que permite evaluar el impacto de cada componente en el proceso, así como garantizar la fiabilidad del medio y el fango utilizados a través de controles.

En la tabla 4 se puede observar la nomenclatura y características de las distintas condiciones. La dosificación B consistió en una mezcla sin bolsa biodegradable, glucosa ni celulosa, y tuvo como objetivo conocer la producción endógena de biogás del fango, la cual se restó de la producción de las demás condiciones, ya que esta será la producción neta de los microorganismos junto con los sustratos añadidos [17, 55].

La condición BO, compuesta exclusivamente por bolsa biodegradable, evalúa su comportamiento aislado. La condición GC50, que combina glucosa y celulosa en proporciones iguales, pretende simular la FORM, una fuente de carbono muy biodegradable, con materiales difícilmente biodegradables. Las condiciones experimentales de G10 y C10 fueron diseñadas para explorar cómo la bolsa biodegradable interactúa con distintas proporciones de carbono accesible (glucosa en el caso de G10) y recalcitrante (celulosa en el caso de C10).

Por otro lado, las dosificaciones GC10 y GC1 pretenden simular una FORM con diferentes concentraciones de bolsa biodegradable. Con todas estas condiciones se espera poder evaluar el efecto de las bolsas biodegradables en la DA.

Midiendo el volumen requerido con una probeta graduada, se inoculó el lodo anaerobio a cada biorreactor mediante un embudo.

Posteriormente, se añadió la cantidad restante de agua destilada a los biorreactores para alcanzar el volumen total de reacción establecido, garantizando simultáneamente que se cumpliera la concentración de sólidos totales definida en el diseño experimental.

El ajuste del pH se llevó a cabo transfiriendo temporalmente el contenido de cada biorreactor a un vaso de precipitados, donde se ajustó a un valor de 7.0 ± 0.1. Este proceso se realizó mediante la adición de soluciones diluidas de NaOH para incrementar el pH o H_2SO_4 para reducirlo, utilizando un pH-metro calibrado. Una vez alcanzado el pH requerido, el contenido volvió al biorreactor correspondiente.

Finalmente, los biorreactores se sellaron con tapones herméticos para prevenir fugas. Además, se efectuó el desplazamiento de oxígeno para asegurar un ambiente anaerobio dentro de los biorreactores.

En una estufa a 36 ºC, y se agitaron una vez al día de forma manual, para garantizar la correcta homogeneización de los componentes.

Para la determinación de la producción de biogás, se usó un sistema de medición manométrica. El equipo usado fue el GMH 3100 Series de la marca GREISINGER, acompañado del sensor MSD 4 BAE de la misma marca, con capacidad para medir presiones de 0 a 4 bares absolutos. Se adaptó una aguja quirúrgica en la punta del sensor, la cual se insertaba en cada biorreactor para las mediciones.

Una vez obtenida la medición de la presión absoluta, se utilizaba una segunda aguja para despresurizar la botella, permitiendo que el gas acumulado fuera liberado. Las mediciones se realizaban cada 7 días.

La producción volumétrica de biogás se reportó en condiciones estándares de presión y temperatura (1 atm y 0ºC) y se calculó mediante la ecuación 6.

Para el cálculo del volumen acumulado de biogás se usó la ecuación 6 [56].

$$V = P * Vm * Vc * R * T \qquad \textit{(Ecuación 6)}$$

Donde las variables se definen como:

- V es el volumen de biogás experimentalmente producido (l)
- P es la presión puntual normalizada experimental (mbar)
- Vm es el volumen molar de biogás (22,41 l/mol)
- Vc es el volumen del espacio vacío del biorreactor (l)
- R es la constante de los gases ideales (83,14 l*mbar/mol*K)
- T es la temperatura (309,15 K)

Una vez se tuvo la producción neta puntual del biorreactor, se ha de sumar a la del día anterior. Esto se hace así ya que se despresuriza cada vez que se mide para que el biogás se siga acumulando [17].

4.7 ALCALINIDAD TOTAL

En el ámbito de los procesos anaerobios, particularmente en digestores utilizados para el tratamiento de aguas residuales y la gestión de residuos orgánicos, la determinación de la alcalinidad total y la razón de alcalinidad constituye un aspecto fundamental para evaluar la estabilidad y el desempeño del sistema [54]. La alcalinidad total representa la capacidad global del medio para neutralizar ácidos, abarcando la contribución de especies químicas como carbonatos, bicarbonatos, hidróxidos, fosfatos y, en menor proporción, AGV [57]. Este parámetro desempeña un rol crítico en el mantenimiento del equilibrio del pH, previniendo la acidificación que podría comprometer la actividad microbiana esencial para la digestión anaerobia.

Por su parte, la razón de alcalinidad ofrece una métrica complementaria que permite analizar la proporción de la alcalinidad atribuida a los ácidos grasos volátiles respecto al total, sirviendo como indicador sensible de posibles desequilibrios en el reactor [57].

Estos parámetros, cuya determinación se basa en métodos estandarizados de titulación, son esenciales para garantizar la eficiencia operativa y la producción de biogás en sistemas anaerobios.

La metodología para determinar la alcalinidad total se fundamenta en la titulación ácido-base de una muestra representativa del digestor [54]. Se inició con la preparación de 10 mL de muestra, colocada en un vaso de precipitados y se sometió a agitación continua y suave para asegurar la homogeneidad durante el análisis.

A continuación, se usó una solución de ácido sulfúrico con una normalidad de 0.1 N para titular la muestra hasta alcanzar un pH de 4.3, punto en el que se considera neutralizada la totalidad de las bases presentes. Este valor de pH se monitorea con un pH-metro previamente calibrado. El volumen de ácido sulfúrico consumido hasta este punto, expresado en mililitros, se registra cuidadosamente. Se debe de realizar la titulación con rapidez para minimizar la desorción de dióxido de carbono, un fenómeno que podría alterar el pH y, consecuentemente, la exactitud de los resultados [54].

La alcalinidad total, expresada en miligramos por litro como carbonato de calcio, se calcula mediante la ecuación 7 [54].

$$A = \frac{V * N * Pm * 1000}{Vm * n} \qquad \textit{(Ecuación 7)}$$

Donde las variables se definen como:

- A es la alcalinidad total (mg $CaCO_3$/l)
- V es el volumen de H_2SO_4 gastado hasta llegar a pH 4,3 (ml)
- N es la normalidad del H_2SO_4 (0,1 mol/l)
- Pm es el peso molecular del $CaCO_3$ (100 g/l)
- Vm es el volumen de muestra (10 ml)
- N es el número de equivalencia (2)

En lo que respecta a la razón de alcalinidad, el procedimiento comparte similitudes con el de la alcalinidad total, pero incorpora una etapa adicional para diferenciar la contribución de los ácidos grasos volátiles. Se toma nuevamente 10 mL de muestra y se agita de manera continua y suave.

La titulación se efectúa en dos fases: primero, se añade ácido sulfúrico de 0.1 N hasta alcanzar un pH de 5.75, registrando el volumen consumido como; posteriormente, se continúa la titulación hasta un pH de 4.3, anotando el volumen total como. La elección de estos puntos de pH permite aislar la alcalinidad asociada a los bicarbonatos (hasta pH 5.75) y la debida a los ácidos grasos volátiles (entre pH 5.75 y 4.3) [54].

Al igual que en la determinación anterior, la rapidez en la titulación es crucial para evitar interferencias por desorción de CO_2. La razón de alcalinidad se obtiene mediante la fórmula: donde el numerador refleja la alcalinidad atribuida a los ácidos grasos volátiles y el denominador representa la alcalinidad total [57].

Un valor de razón de alcalinidad inferior a 0.3 indica una predominancia de bicarbonatos, condición óptima para la estabilidad del reactor, mientras que valores superiores sugieren una acumulación de ácidos grasos volátiles que podría derivar en inestabilidad.

La relevancia operativa de estos parámetros radica en su capacidad para guiar el monitoreo y la gestión de digestores anaerobios. La alcalinidad total debe mantenerse por encima de un umbral crítico, típicamente 1200 mg/L como $CaCO_3$, para garantizar una capacidad buffer suficiente frente a la generación de ácidos durante la digestión [57].

4.8 RAZÓN DE ALCALINIDAD (α)

Paralelamente, la razón de alcalinidad actúa como un indicador temprano de desequilibrios, permitiendo a los operadores implementar medidas correctivas, como la adición de agentes alcalinizantes o la reducción de la carga orgánica, antes de que se comprometa la producción de biogás [57]. Teóricamente a pH 5,75, el 80 % del bicarbonato ha sido valorado, pero menos del 20 % de los AGV han contribuido a la alcalinidad. De esta manera, midiendo la relación entre alcalinidades, es decir, entre la alcalinidad debida a los AGV y la total, es posible obtener un parámetro operacional de importancia en digestores anaerobios [54]. Mediante la ecuación 8, se logra su cálculo.

$$\alpha = \frac{V1 - V2}{V1} \qquad \textit{(Ecuación 8)}$$

Donde las variables se definen como:

- α es la razón de alcalinidad
- V1 es el volumen de H_2SO_4 gastado hasta llegar a pH 4,3 (ml)
- V2 es el volumen de H_2SO_4 gastado hasta llegar a pH 5,7 (ml)

4.9 MODELIZACIÓN

El comportamiento de las condiciones se modelizó empleando el modelo de Gompertz modificado, descrito por Filer, J. [39]. Este modelo, representado por la ecuación 9, se utilizó para evaluar su idoneidad en la representación de las dinámicas de las digestiones anaerobias de todas las condiciones. Una modelización precisa de estas condiciones permite predecir de manera fiable el comportamiento de la DA bajo estas mismas condiciones.

$$M = Mx * e^{\left(-e^{\frac{\mu * e}{Mx} * (\lambda - t) + 1}\right)} \qquad \textit{(Ecuación 9)}$$

Donde las variables se definen como:

- M es la generación puntual de biogás (ml de biogás/g DQO)
- Mx es la producción máxima teórica de biogás (ml de biogás/g DQO)
- μ es la tasa máxima (ml de biogás/g DQO*día)
- λ es la fase de latencia (Días)
- t es el tiempo (Días)

La variable Mx determina el rendimiento máximo. El rendimiento máximo es la cantidad máxima de biogás que se podría generar por g de DQO añadido. La tasa máxima es la velocidad máxima a la que los microorganismos generan el biogás. Este dato da indicaciones de lo rápido que un residuo puede ser digerido por el consorcio de microorganismos. Finalmente, la fase de latencia determina el tiempo de adaptación de los microorganismos al sustrato añadido. La biodegradabilidad del residuo determinará la duración de la fase estacionaria. Residuos muy biodegradables cuentan con fases de latencia cortas, y residuos con baja biodegradabilidad cuentan con fases de latencia largas [58].

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN:

5.1 CARACTERISTICAS DE LA BIOMASA

El lodo anaerobio a ser utilizado en el ensayo de BMP fue caracterizado en términos parámetros fisicoquímicos. La tabla 5 resume los resultados obtenidos, indicando el promedio y desviación estándar para cada uno de los parámetros medidos.

Tabla 5: Caracterización del lodo anaerobio

Parámetro	Valor	Unidades
pH	6,83 $\pm$ 0,06	Adimensional
Conductividad eléctrica	4,92 $\pm$ 0,04	mS/cm
Sólidos suspendidos totales (SST)	17,52 $\pm$ 0,97	g/ml
Sólidos totales (ST)	18,45 $\pm$ 0,20	g/ml
Sólidos suspendidos volátiles (SSV)	11,51 $\pm$ 0,68	g/ml
Sólidos volátiles (SV)	13,93 $\pm$ 0,37	g/ml

Como se aprecia, los valores de pH y conductividad eléctrica son adecuados [30, 56]. Un pH entre 6,5 y 7,5 aseguran una buena actividad metanogénica y evita problemas cinéticos [30, 56]. La conductividad eléctrica mide la concentración de sales. Un valor por encima de 20 mS/cm provoca estrés ósmico al lodo anaerobio [30, 56]. Se observa también como los valores de desviación estándar son bajos, indicativo de poco error en la medición con la metodología empleada.

Por otro lado, los valores de los sólidos también son correctos [30, 56]. Se ve como hay más concentración de ST que de SST. Esto tiene sentido ya que los sólidos disueltos, a la hora de hacer la filtración, no se quedan en el filtro, percolan disueltos en el agua. Por lo tanto, la concentración de solidos en SST ha de ser menor a la de ST [54, 56]. Lo mismo sucede con los SV y los SSV. Para calcular la cantidad de sustratos que incorporar, se usó el valor de SSV, ya que este es el valor que más se acerca para determinar la cantidad neta de biomasa presente en el lodo anaerobio [30, 56].

5.2 CARACTERIZACIÓN DEL RESIDUO

En el caso de la glucosa y la celulosa microcristalina, hay valores de DQO estandarizados, ya que son sustratos de uso habitual en esta clase de experimentación [17, 30, 56]. Estos valores se obtienen de forma teórica mediante la reacción 1.

Esta describe el comportamiento de oxidación completa de cualquier compuesto orgánico que tenga en su composición únicamente carbono, hidrógeno y oxígeno [30, 56].

$$C_cH_hO_o + (c + \frac{h}{4} - \frac{o}{2})O_2 \rightarrow cCO_2 + \frac{h}{2}H_2O$$ *(Reacción 1)*

A partir de la reacción 1, se ve como el compuesto a analizar y el oxígeno que oxida teóricamente por completo al compuesto, están estequiométricamente relacionados [30, 56]. Si se ajusta la reacción 1 estequiométricamente para la glucosa se obtiene la reacción 2.

$$C_6H_{12}O_6 + 6O_2 \rightarrow 6CO_2 + 6H_2O$$ *(Reacción 2)*

En la reacción 2 se observa cómo se necesitan 6 moles de oxígeno para oxidar por completo 1 mol de glucosa, dando lugar a 6 moles de dióxido de carbono y 6 moles de agua [30, 56]. Mediante esta equivalencia se puede calcular la DQO, los gramos de oxígeno necesario para oxidar por completo 1 gramo de glucosa.

$$DQO\ teórica = \frac{6\ moles\ de\ O_2 * 32\frac{g}{mol}\ de\ O_2}{1\ mol\ de\ glucosa * 180.15\frac{g}{mol}\ de\ glucosa}$$ *(Ecuación 10)*

En la ecuación 10 se relacionan los moles con el peso molecular del oxígeno y la glucosa, para de tal manera obtener los gramos de oxígeno necesario para oxidar 1 gramo de glucosa, obteniendo el valor de 1,066 g O_2/g glucosa.

El mismo razonamiento se siguió para calcular el de la celulosa microcristalina. La reacción 3 relaciona los moles de oxígeno que se requieren para oxidar por completo 1 mol de celulosa [30, 56].

$$C_6H_{10}O_5 + 6O_2 \rightarrow 6CO_2 + 5H_2O$$ *(Reacción 3)*

Aplicando la ecuación 11 se obtiene el valor de 1,18 g de O_2/g de celulosa.

$$DQO\ teórica = \frac{6\ moles\ de\ O_2 * 32\frac{g}{mol}\ de\ O_2}{1\ mol\ de\ celulosa * 162.14\frac{g}{mol}\ de\ celulosa} \qquad \text{(Ecuación 11)}$$

Se observa como la celulosa tiene un valor de DQO más alto que la glucosa. Esto significa que es más energética la celulosa respecto la glucosa.

Por otro lado, la bolsa biodegradable es un residuo, por lo que deben ser empleadas técnicas analíticas para la caracterización. De manera que para conocer la concentración de materia orgánica, se realizó la medición de la DQO. Debido a la naturaleza del residuo, es decir, baja densidad (flotación de gran parte de las bolsas) y el gran tamaño de los fragmentos (1 cm) (imposibilidad de coger una muestra con la micropipeta), el uso de kits comerciales no permitió cuantificar correctamente la DQO. Esto se debe a que se esperarían valores de 1,67-1,33 g de DQO/g de muestra, de acuerdo a lo reportado [66]. Es por esto que se decidió medir el TOC en lugar de la DQO para caracterizar la bolsa biodegradable y conocer el contenido de materia orgánica. El valor obtenido de TOC fue de 565 mg C/g ST.

Con el valor del TOC, se puede calcular una estimación de la DQO. Mediante la reacción de oxidación del carbono a dióxido de carbono de la reacción 4 [30, 56].

$$C + O_2 \rightarrow CO_2 \qquad \text{(Reacción 4)}$$

En la reacción 4 se aprecia como esta igualada estequiométricamente, y que por cada mol de carbono se necesita 1 mol de oxígeno. Siguiendo el razonamiento anterior, aplicando la ecuación 12, se obtiene que la DQO aproximada de la bolsa biodegradables es de 1,5 g O_2/g de bolsa. Este valor concuerda con los barremos presentes en la bibliografía de 1,67-1,33 g de DQO/g de muestra de bioplástico [59]. De todas formas, este valor es una aproximación, ya que solo se está contabilizando el carbono orgánico de la bolsa.

$$DQO\ teórica = 0{,}565\frac{g\ C}{g\ ST} * \frac{mol\ de\ O_2 * 32\frac{g}{mol}\ de\ O_2}{1\ mol\ de\ C * 12\frac{g}{mol}\ de\ C} \qquad \text{(Ecuación 12)}$$

5.3 CARACTERIZACIÓN DEL MEDIO DE CULTIVO PARA EL ENSAYO DE BMP

Para elaborar el medio de cultivo para BMP, se realizó una revisión de la literatura. Se encontraron 8 medios de cultivo distintos, los cuales se comparan la tabla 6. Los macronutrientes principales empleados en estos medios de cultivo son potasio, amonio, magnesio y calcio. Estos elementos esenciales se incorporan habitualmente mediante diversas sales comerciales disponibles en el mercado. Entre las sales utilizadas, K_2HPO_4, KH_2PO_4 y $NaHCO_3$ desempeñan una función crítica como agentes tampón para estabilizar el pH [83]. Por esta razón, se encuentran en concentraciones notablemente altas en todas las formulaciones de los medios.

Un ejemplo destacado es el medio 3, donde la concentración de $NaHCO_3$ alcanza los 6000 mg/L. Asimismo, el cloruro de amonio (NH_4Cl), otro macronutriente relevante, aparece de manera recurrente en la literatura con niveles elevados, llegando hasta 2800 mg/L en el medio 6.

En cuanto a los micronutrientes, se observa una diversidad significativa entre los distintos medios. El medio 4 se caracteriza por la ausencia total de micronutrientes. Por el contrario, el medio 8 incluye una amplia gama de estos compuestos, abarcando prácticamente todos los registrados en la literatura científica. Algunos micronutrientes destacan por su presencia habitual. Por ejemplo, el $MnCl_2$ está presente en todos los medios de cultivo, salvo en el medio 2, que carece de ellos por completo. Este mismo patrón se repite con el $CuCl_2$.

Tabla 6: Recopilación de medios de cultivo presentes en la literatura [45 (1), 61 (2), 62 (3), 63 (4), 52 (5), 64 (6), 14 (7), 17 (8)].

	Medio de cultivo							
Macronutrientes (mg/l)	**1**	**2**	**3**	**4**	**5**	**6**	**7**	**8**
KH2PO4	0	2500	500	270	680	2500	0	0
K2HPO4	0	1000	110	0	0	0	0	0
K2HPO4 3H2O	0	0	0	0	0	0	0	400
KCl	0	0	0	0	0	0	1170,45	0
(NH4)2HPO4	80	0	0	0	0	0	72,09	0
NH4Cl	1200	1000	530	530	280	2800	359,1	1000
CaCl2 2H2O	50	0	150	75	0	100	225,45	50
MgSO4 7H2O	400	0	0	0	100	1000	0	0
MgCl2 6H2O	0	100	200	100	0	0	1620	100
FeCl2 4H2O	40	0	20	0	2	20	333	2
NaHCO3	0	0	6000	0	0	4000	0	0
Na2HPO4 · 12H2O	0	0	0	1120	890	0	0	0
NaCl	0	0	0	0	0	0	0	100
Micronutrientes (mg/l)								
HCl	0	0	0	0	0,001	0,01	0	?
FeSO4 · 7H2O	0	0	0	1	0	0	0	0
ZnCl2	0,5	0	0,25	0,05	0,05	0,5	1,89	0,05
MnCl2 · 4H2O	5	0	0,5	0,5	0,5	5	17,955	0,05
H3BO3	0,5	0	0,25	0	0,05	0,5	5,13	0,05
CoCl2 · 6H2O	10	0	2,5	0,5	2	20	27	0,05
CuCl2 · 2H2O	0,5	0	0,15	0,04	0,038	0,038	2,43	0,038
NiCl2 · 6H2O	0,5	0	0,25	0	0,142	0,92	0	0,092
AlCl3	0	0	0	0	0	0	0	0,05
Na2MoO4 · 2H2O	0,5	0	0,05	0,01	0	0	2,295	
(NH4)6Mo7O24 4H2O	0	0	0	0	0	0	0	0,05
Ácido etilendiaminotetraacético	0	0	0	0	0	0	0	0,5
Cisteina	10	0	100	0	0	0	0	0

5.4 BMP CON 100 ml DE REACCIÓN

Primeramente se evaluó el potencial de producción de biogás de las bolsas biodegradables comerciales en reactor con un volumen de reacción de 100 ml. La figura 1 presenta la evolucion de la producción acumulada de biogas por gramo de DQO añadido y se compara con el valor teórico.

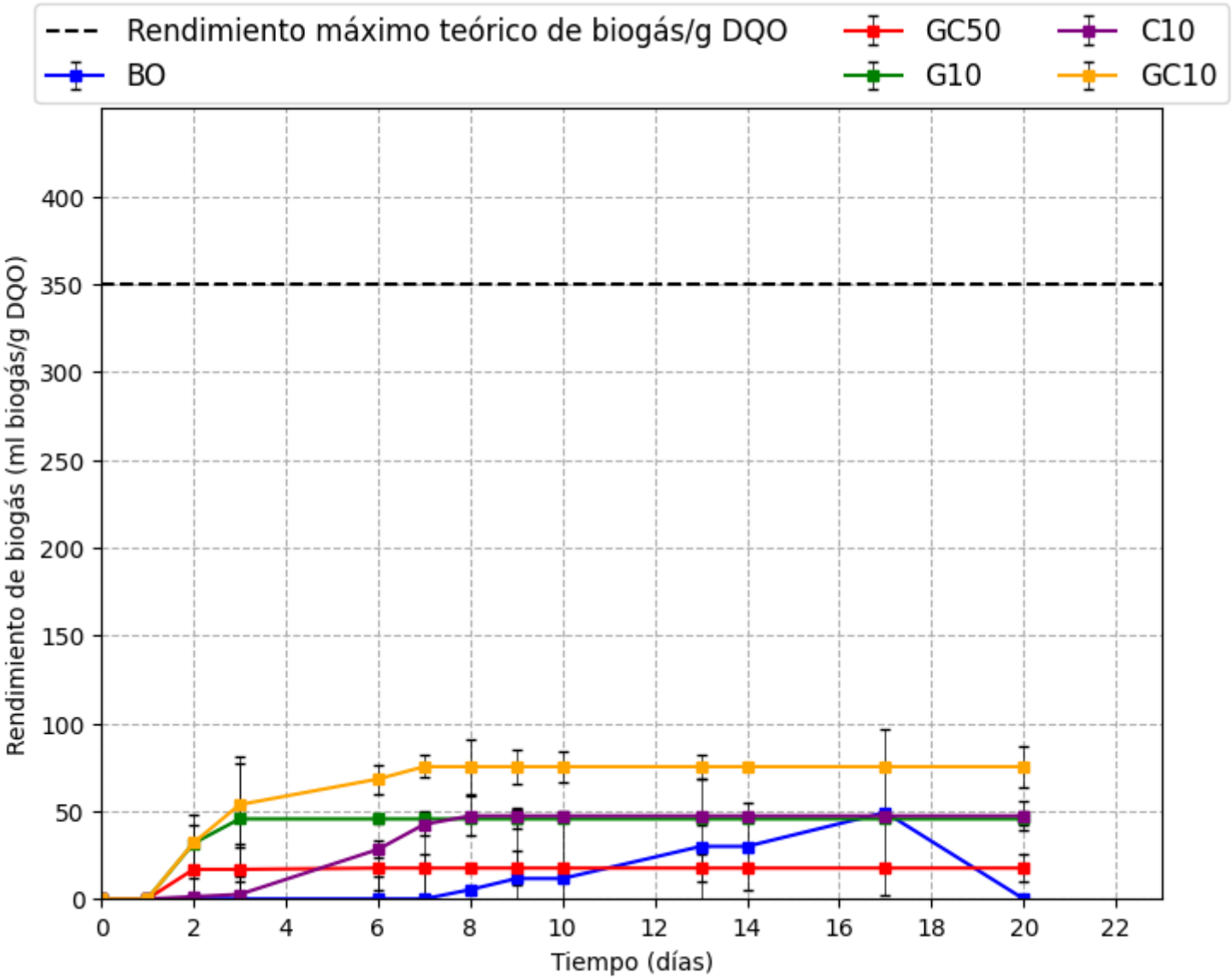

Figura 1: Evolución en el tiempo de la generación de biogás por gramo de DQO añadido de las condiciones BO, GC50, G10, C10 y GC10 con 100 ml de volumen de mezcla

Es posible observar 3 fases características, una fase de latencia, donde los microorganismos se estarían aclimatando al nuevo ambiente y al residuo. Posteriormente hay una fase exponencial, donde ocurre la producción continua de biogás por acción de la actividad microbiana. Finalmente hay una fase estacionaria, indicando que la producción de biogás se detuvo.

Las condiciones G10 y GC10 muestran un comportamiento similar, sin fase de latencia, entrando directamente en la fase exponencial de producción de biogás. Aunque difieren en la cantidad total generada (25,3 ml biogás/g DQO para G10 y 42,1 ml biogás/g DQO para GC10, con desviaciones estándar de 22,5 y 15,3 respectivamente), ambas alcanzan una fase estacionaria tras 2 días de actividad y posteriormente no hubo producción de biogás hasta el final del ensayo (17 días). Debido a que G10 y GC10 no contienen bolsa biodegradable, sino que sustratos biodegradables, se esperaría un comportamiento diferente. Además, los valores obtenidos son lejanos al máximo teórico a obtener (71 % de reducción). Por otra parte, la condición GC50 también carece de fase de latencia. Mantiene una fase exponencial de producción de biogás más prolongada, cercano a los 6 días, llegando a producir 25,03 ml de biogás/g DQO, un valor similar a G10. En contraste, la condición BO exhibe la fase de latencia más extendida, de 7 días, tras la cual inicia una fase exponencial que resulta en 34,5 ml biogás/g DQO. El bioplástico que compone la bolsa comercial es de difícil biodegradación, por lo tanto, el consorcio de microrganismos requiere de más tiempo para adaptarse a este residuo. En la literatura se aprecia como los tiempos de latencia de los microorganismos son de 7 día [31, 47, 59]. Para la condición C10 se obtuvo una fase de latencia de 2 días, seguida de una fase exponencial que se extendió hasta el día 10, logrando una producción de 100,7 ml de biogás/g DQO.

La condición BO (100 % bolsa como sustrato a transformar en biogás) contó con la fase de latencia más larga. La bolsa biodegradable puede ser un material de difícil biodegradabilidad anaerobia [19, 20, 31, 59]. Por lo que el consorcio de microorganismos requiere de más tiempo para adaptarse al residuo [19, 20, 31, 59].

Por otro lado, los demás valores discrepan rotundamente con los presentes en la literatura. Habitualmente se logran como mínimo 100 ml de biogás/g DQO usando FORM como sustrato [20, 33, 64]. Además, en la literatura no se ha encontrado ningún estudio en el que los biorreactores entren en fase estacionaria a los 2 días de entrar en fase exponencial [19, 40, 53]. Además, una vez se ha entrado en la fase estacionaria, la producción de biogás es muy lejana de los 350 ml de biogás/g DQO que se pueden producir teóricamente [30, 56]. Para finalizar, se ve como en todos los casos las barras de error son muy grandes, esto indica una alta variabilidad entre repeticiones. Tras ver estos resultados, se baraja la posibilidad de haber cometido algún error experimental sistemático en todas las condiciones. Se analizaron los biorreactores y se vio, que los tapones usados para cerrar los biorreactores estaban en mal estado.

Estos, al pincharlos con la aguja quirúrgica, se fragmentaban y se quedaba obturada la ajuga. Esto daría pie a una mala recolección de datos, induciendo al error y posiblemente la incorrecta medición del gas.

Para afrontar esta problemática, se decidió repetir el mismo el BMP implementando algunas mejoras: (i), cambio de los septums de goma para evitar el fugas de gas que (por lo que se subcuantifica la generación de biogás), (ii) disminuir el volumen de reacción (pasar de los 100 mL a 70 ml) con la finalidad de disminuir la frecuencia de muestreos y evitar sobreagujerear el septum de goma y (iii) añadir una condición, la GC1, de tal manera de cuantificar bajo contenido de bolsa biodegradable (1 %) y elevada concentración de materia orgánica (glucosa y celulosa en 99 %).

5.4 BMP CON 70 ml DE REACCIÓN

Se exponen las gráficas de producción acumulada de biogás en función del tiempo por gramo de DQO añadido. Las condiciones evaluadas incluyen BO y GC50. Estas permiten analizar la evolución de la generación de biogás en una bolsa en solitario (BO) frente a la condición GC50, que simula la FORM.

Seguidamente, se presentan las gráficas de las condiciones G10 y C10. Estas condiciones buscan examinar el impacto de bolsas biodegradables utilizando dos fuentes de carbono distintas: glucosa, de alta biodegradabilidad, y celulosa, menos biodegradable.

Finalmente, se muestra la evolución temporal de la generación de biogás en las condiciones GC10 y GC1. Ambas simulan un FORM contaminada con bolsas biodegradables a diferentes concentraciones.

Después se analizaron el pH, la alcalinidad total y la razón de alcalinidad para determinar el estado final de los biorreactores después del proceso de digestión anaerobia.

Finalmente se modelizaron mediante el modelo modificado de Gompertz las curvas de generación de biogás para estudiar la cinética de las digestiones.

Se exponen las gráficas de producción acumulada de biogás en función del tiempo por gramo de DQO añadido. Las condiciones evaluadas incluyen BO y GC50. Estas permiten analizar la evolución de la generación de biogás en una bolsa en solitario (BO) frente a la condición GC50, que simula la FORM.

Seguidamente, se presentan las gráficas de las condiciones G10 y C10. Estas condiciones buscan examinar el impacto de bolsas biodegradables utilizando dos fuentes de carbono distintas: glucosa, de alta biodegradabilidad, y celulosa, menos biodegradable.

Finalmente, se muestra la evolución temporal de la generación de biogás en las condiciones GC10 y GC1. Ambas simulan un FORM contaminada con bolsas biodegradables a diferentes concentraciones.

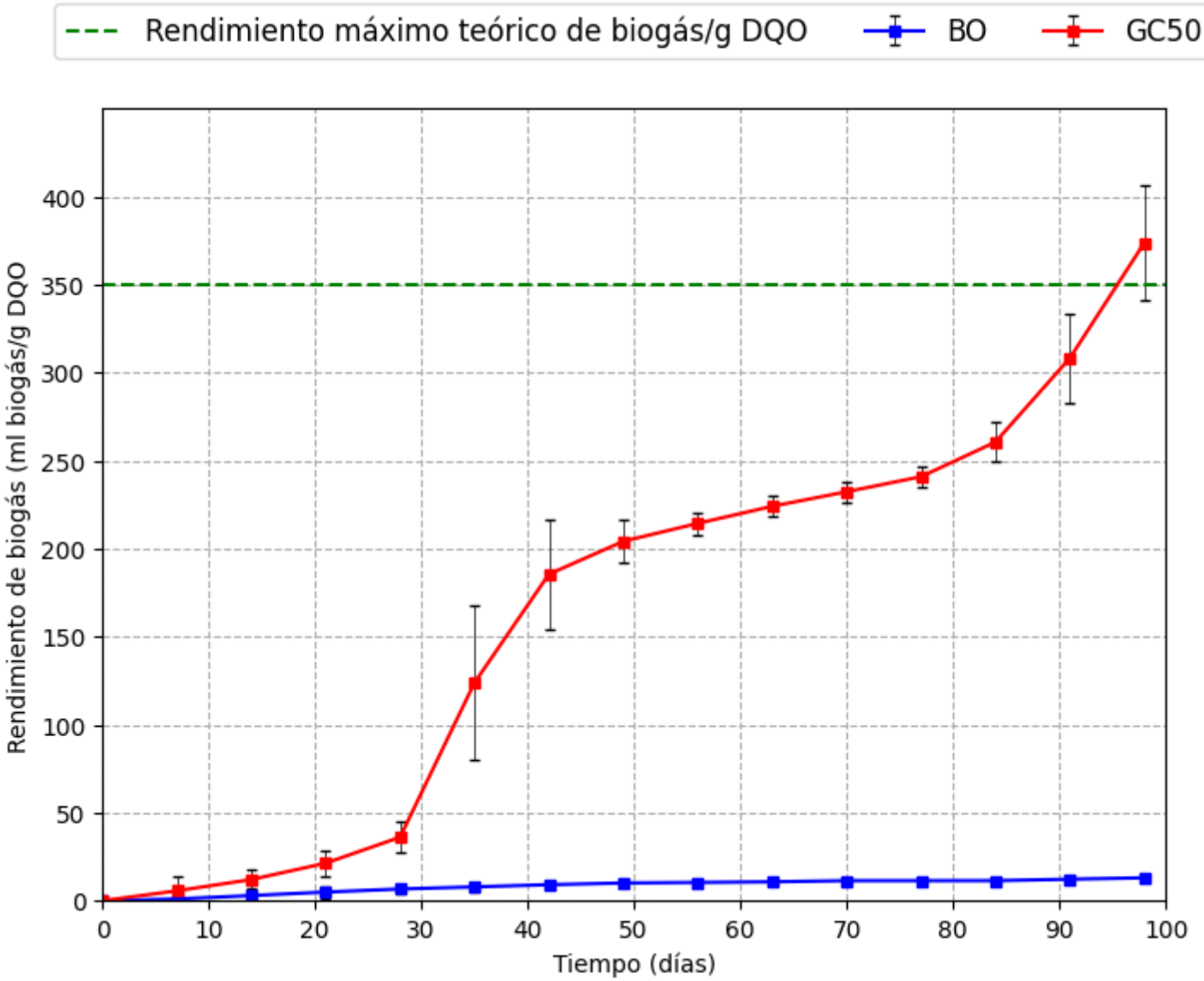

Figura 2: Evolución en el tiempo de la generación de biogás por gramo de DQO añadido de las condiciones BO (100 % bolsa biodegradable) y GC50 (50 % glucosa + 50 % celulosa) con 70 ml de volumen de mezcla.

En la figura 2 se observa la generación acumulada de biogás por gramo de DQO añadido de las condiciones BO y GC50. La condición BO muestra una baja generación de biogás, alcanzando un valor de 13 ml de biogás/g DQO. El biorreactor entra en una fase estacionaria a partir del día 70.

Por otro lado, la curva correspondiente a la condición GC50 alcanza un pico de 373 ml de biogás/g DQO. Se observa una fase de latencia de 14 días, seguida de una primera fase exponencial. Una vez consumido el sustrato fácilmente biodegradable, la producción entra en una fase estacionaria el día 56. A

continuación se inicia una segunda fase exponencial de generación de biogás en la cual se consume el sustrato difícilmente biodegradable.

Respecto la condición GC50, la primera fase exponencial de producción de biogás podría corresponder a la degradación de materia orgánica fácilmente biodegradable, como la glucosa. Dado que la glucosa es altamente accesible, es probable que el consorcio de microorganismos la utilice de manera preferente para generar biogás, tal como se indica en los estudios [16, 65, 66]. La posterior fase estacionaria, iniciada el día 56, refleja el proceso de hidrólisis de la celulosa que, al ser menos biodegradable, requiere más trabajo por parte de los microorganismos para convertirse en biogás [11, 33, 37, 64]. Este comportamiento explica la transición a una segunda fase exponencial una vez que la celulosa hidrolizada se hace disponible para los microorganismos. Se observa como la condición GC50 supera el valor teórico de producción de biogás de 350 ml de biogás/g DQO añadido. El valor teórico de producción máxima de biogás supone que toda la DQO es transformada en biogás [30, 56]. Este escenario es utópico, ya que parte de la DQO va destinada a producción de biomasa (reproducción del lodo anaerobio), y otra parte de la DQO se destina para realizar las funciones endógenas del lodo [30, 56].

La condición BO muestra un comportamiento diferente. La baja producción de biogás puede ser un indicativo de alguna inhibición. Valores de producción tan bajos se obtienen en la DA del bioplástico PLA, llegando a producir tan solo 86 ml de biogás/g DQO con un pretratamiento termoquímico [59]. En este pretratamiento se expuso al bioplástico a 90 ºC y un pH de 10 durante 48 h [59]. Estos hechos indican la difícil biodegradabilidad que tienen algunos bioplásticos.

En la figura 3, se observan la generación de biogás/g DQO añadido de las condiciones C10 y G10. Estas fueron diseñadas para evaluar el impacto de las bolsas compostables en la digestión anaerobia, utilizando un residuo fácilmente biodegradable (G10) o difícilmente biodegradable (C10).

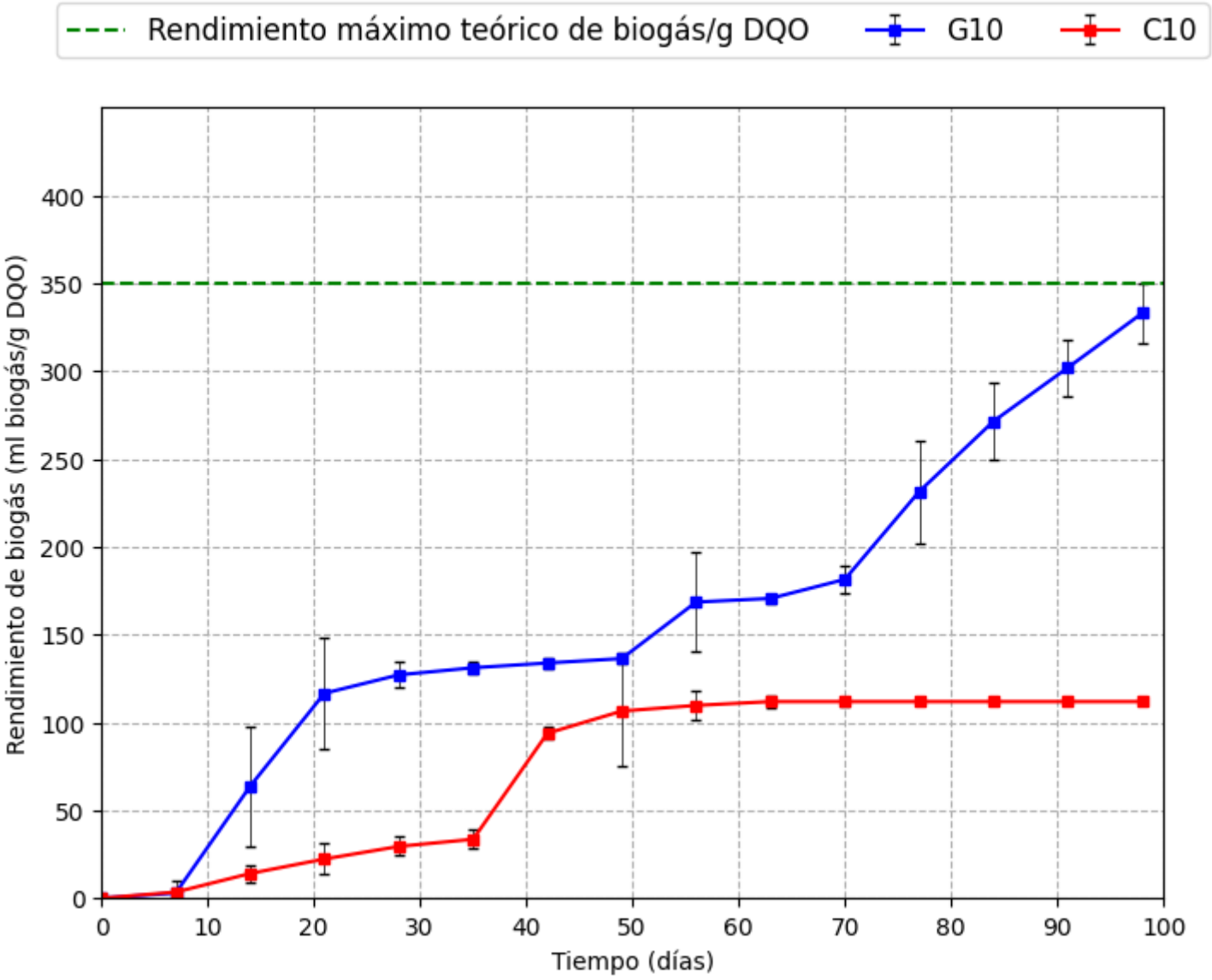

Figura 3: Generación de biogás acumulado en el tiempo por gramo de DQO de las condiciones G10 (10% Bolsa Compostable + 90% Glucosa) y C10 (10% Bolsa Compostable + 90% Celulosa) con 70 ml de mezcla

En la condición G10, la fase de latencia cuenta con una duración de 7 días, tras la cual se inicia una primera fase exponencial que se extiende hasta el día 49. Posteriormente, la curva entra en fase estacionaria, seguida de una segunda fase exponencial que comienza el día 70 y continúa hasta el final del experimento, generando 332 ml de biogás/g DQO añadido. Por otra parte, la curva C10 presenta una fase de latencia que se extiende hasta el día 35, seguida de una fase exponencial que dura hasta el día 77. Al alcanzar la fase estacionaria, esta condición genera 110 ml de biogás/g DQO añadido.

El comportamiento de la curva G10, con sus dos fases exponenciales, puede ser debida a la presencia de dos sustratos con diferente biodegradabilidad: la glucosa, que es fácilmente biodegradable, y la bolsa compostable, con una biodegradación más lenta [16, 55, 65, 67].

La corta fase de latencia de 7 días sugiere una rápida adaptación de los microorganismos a la condición G10. Esto puede ser debido gracias a la presencia de glucosa, un componente altamente biodegradable [16, 65, 67]. La primera fase exponencial, hasta el día 49, corresponde probablemente a la degradación de la glucosa, mientras que la fase estacionaria posterior refleja la falta de glucosa y el comienzo de la hidrolisis de la bolsa compostable. La segunda fase exponencial, a partir del día 70, indica la generación de biogás a partir de la bolsa compostable y los posibles restos de glucosa aún presentes en el biorreactor.

Por otro lado, la menor producción de biogás en la condición C10 y su única fase exponencial se explican por la baja biodegradabilidad de ambos sustratos involucrados: la celulosa y la bolsa compostable [13, 37, 47, 55]. La fase de latencia cuenta con 35 días. Esta es debida a que el consorcio de microorganismos, para adaptarse a los componentes de difícil biodegradación, requieren de más tiempo de adaptación [13, 37, 64]. La ausencia de una segunda fase exponencial en C10 explica como en esta condición ambos sustratos son de similar biodegradación.

Los resultados son coherentes con la literatura sobre codigestión anaerobia, donde se combinan sustratos poco biodegradables, como los bioplásticos, con componentes de alta biodegradabilidad, como lodos anaerobios o la FORM, aumentando así la generación de biogás [16, 19, 20, 55, 59]. Esta estrategia permite aprovechar sustratos de baja biodegradabilidad, como las bolsas biodegradables, para la generación de electricidad y calor [11, 67]. Sin embargo, en ambas condiciones, G10 y C10, se observa una reducción en la producción de biogás en comparación con la condición GC50.

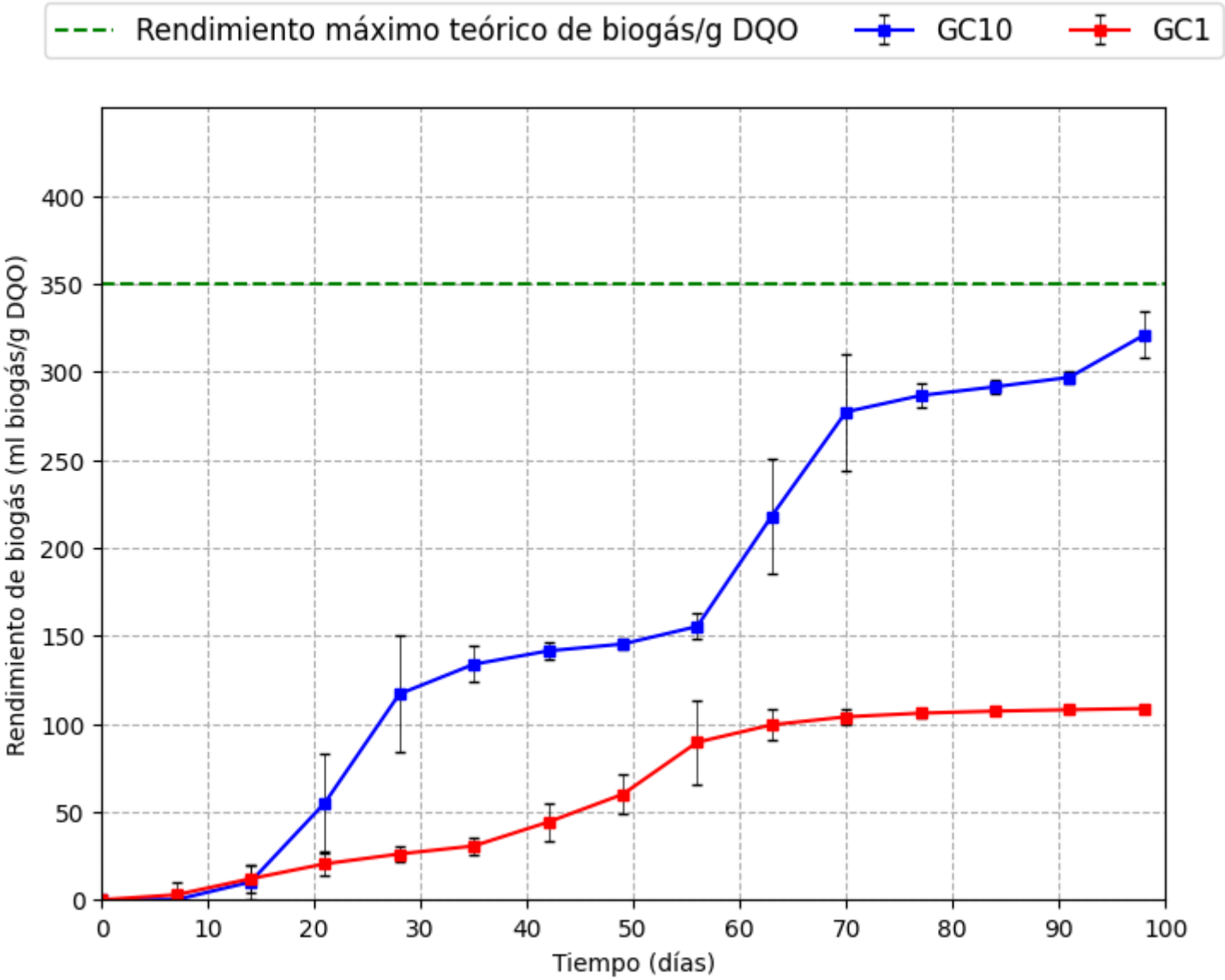

Figura 4: Generación de biogás acumulado en el tiempo por gramo de DQO de las condiciones GC10 (10% Bolsa Compostable + 45% Glucosa + 45 % Celulosa) y GC1 (1% Bolsa Compostable + 49.5% Glucosa + 49.5% Celulosa).

En la figura 4 se muestran las curvas de generación de biogás correspondientes a las condiciones GC1 y GC10. Ambas condiciones se han diseñado para simular la FORM (compuesta por materiales altamente biodegradables y materiales difícilmente biodegradables), la cual se contaminó con bolsas compostables.

La curva de la condición GC1 muestra una fase de latencia que se extiende por 35 días, tras la cual se inicia una fase exponencial de producción de biogás. Este proceso alcanza una fase estacionaria en el día 78, con una generación acumulada de 108 ml de biogás/g DQO añadido, similar a la condición C10. Por otro lado, en la curva de GC10 se aprecia una fase de latencia más corta, de 14 días, seguida de

una primera fase exponencial que se prolonga hasta el día 36. A partir de este día entra en fase estacionaria.

Posteriormente, a partir del día 56, se observa una segunda fase exponencial que continúa hasta el día 84, cuando la producción se estabiliza, generando 327 ml de biogás/ g DQO añadido.

El comportamiento de la condición GC1 destaca por su fase de latencia prolongada de 35 días, lo cual podría explicarse por la combinación de celulosa y bolsas compostables presentes en la mezcla. Estos materiales poco biodegradables pueden dificultar la adaptación del consorcio microbiano al residuo [19, 32].

En cuanto a la condición GC10, su curva presenta una similitud con la de GC50, con dos fases exponenciales. La primera fase, en la que se degradan los materiales altamente biodegradables, y la segunda, asociada a la degradación de materiales difícilmente biodegradables [16, 65, 67]. A pesar de esto, la producción total de biogás en GC10 es menor a la de GC50.

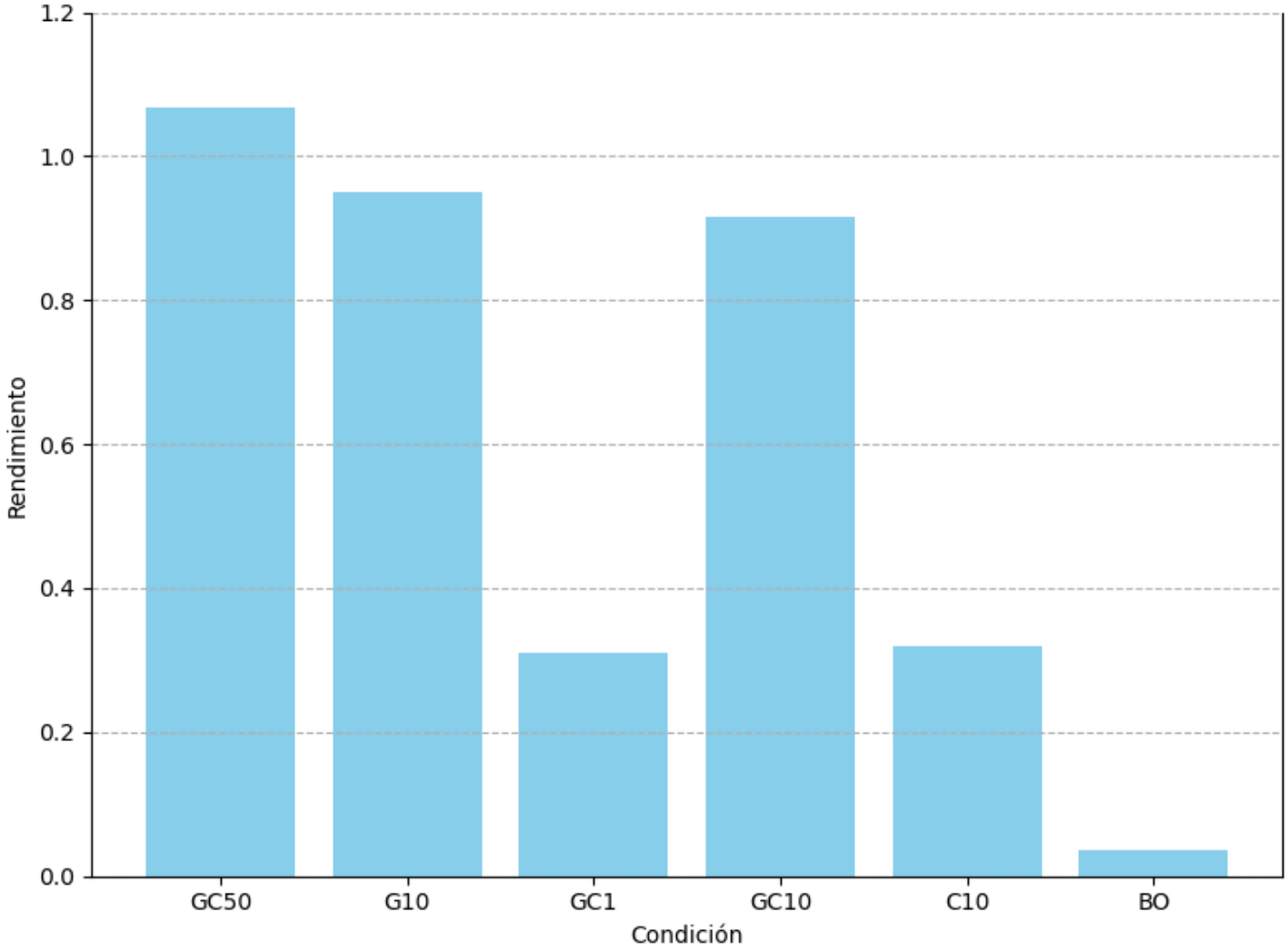

Figura 5: Biodegradabilidad y BMP teórico por condiciones.

En la figura 5, las columnas azules representan el porcentaje de rendimiento que ha tenido cada condición. Las condiciones están ordenadas de más biodegradable a menos, teóricamente.

Se observa como a mayor biodegradabilidad teórica, mayor biodegradabilidad experimental se ha obtenido. Las condiciones G10 y GC10 son las que más rendimiento han tenido.

Al ser las condiciones que más glucosa tenían, es esperado que sean las más productivas, lo cual concuerda con la literatura [32, 43, 46]. Por otro lado, las condiciones con sustratos de más difícil biodegradabilidad, la C10 y la BO, son aquellas que menos biodegradabilidad han experimentado. Esto también es coherente con la bibliografía, ya que a pesar de que la celulosa es un componente altamente energético, su biodegradabilidad es baja en digestión anaerobia [32, 46]. La condición GC50 experimenta una biodegradabilidad mayor al 100%. Esto no es posible e implica suponer que ha habido algún error experimental en esta condición.

Con las bolsas biodegradables es posible que suceda lo mismo que con la celulosa. Al ser difícilmente biodegradable, su biodegradabilidad es baja, igual que su producción [47, 55, 59]. La condición C10 presenta una fase de latencia larga, de 35 días. Con esto se puede intuir una mala adaptación de los microorganismos al sustrato, reduciendo así su biodegradabilidad [47, 55, 59].

En contraposición, GC1 tiene una biodegradabilidad de solamente 31%. Solo observando la biodegradabilidad no se pueden evaluar las causas de este valor tan bajo.

Los resultados obtenidos indica que las bolsas biodegradables, en presencia o ausencia de sustratos fácil o difícilmente biodegradables, tienen una baja biodegradabilidad anaerobia. La baja producción observada puede estar relacionada con el tipo específico de bioplástico empleado, que la producción de biogás depende del tipo de bioplástico [31]. Para mejorar la biodegradabilidad anaerobia de los bioplásticos podrían aplicarse pretratamientos. La literatura científica destaca la aplicación de pretratamientos mecánicos y termoquímicos (mediante altas temperaturas y baños alcalinos), puede incrementar la producción de biogás [47, 59, 67]. En el presente estudio se intentó reducir el tamaño al mínimo posible mediante unas tijeras (pretratamiento mecánico), para así aumentar el contacto sustrato-biomasa y lograr un incremento en la generación de biogás. Esto indicaría que un pretratamiento termoquímico sería preferible para aumentar la biodegradabilidad anaerobia de las bolsas objetivo.

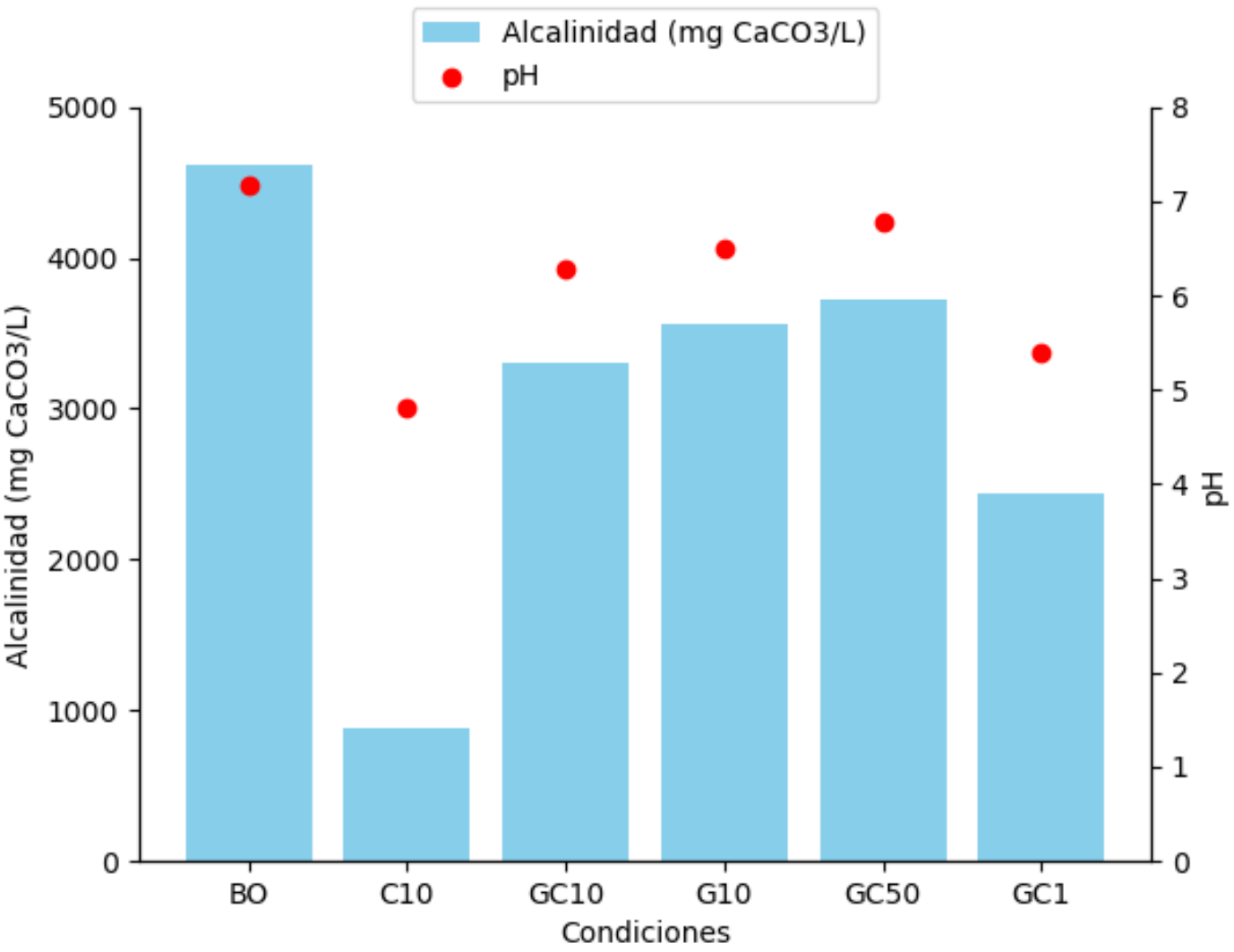

Figura 6: Alcalinidad total y pH por condiciones

En la figura 6 se observan en color azul los valores de pH de cada condición al finalizar el experimento. En rojo se ve la alcalinidad total. Se aprecia como las condiciones BO, GC10, G10 y GC50 tienen un pH de entre 6,5 y 7. Estos valores se encuentran en el rango adecuado para una correcta digestión anaerobia [17, 30, 54]. Un pH ácido, de 5, implica desbalances en la población del consorcio del lodo anaerobio, ya que las bacterias hidrolíticas prefieren el pH más ácido, de 6, y las arqueas metanógenas prefieren un pH más alcalino, de 7,5-8 [30, 56]. La condición C10, al haber reportado un pH de 4,8, es posible que haya sufrido un desequilibrio en el consorcio microbiano, reduciendo de esta forma la producción de biogás.

Con respecto a la alcalinidad total, se ha determinado que el rango optimo de alcalinidad es entre 2000-5000 mg $CaCO_3$/L [17, 30, 57, 65]. Una vez esta alcalinidad descienda por debajo del baremo inferior, el pH comenzará a descender, ralentizando así la producción de biogás [32].

Se observa como en las condiciones BO, GC50, G10 y GC10 se ha mantenido la alcalinidad total en el rango reportado adecuado para la DA, lo que refleja también un pH idóneo para la DA [17, 30, 57, 65].

En el caso de la condición C10, se observa como la alcalinidad total es de unos 900 mg $CaCO_3$/L, lo cual está por debajo de lo recomendado [32]. Esto ha provocado una baja de pH en los biorreactores, lo cual puede estar relacionado a una menor producción de biogás.

La condición GC1, se ve como hay una alcalinidad correcta, de unos 2430 mg $CaCO_3$/L [38]. Aun así, el pH de 5 de los biorreactores no es el adecuado [17]. Esto puede deberse a un error experimental, ya que, al no haber descendido la alcalinidad, no hay indicios de que el efecto tampón del medio no haya podido soportar la generación de moléculas acidificantes [17, 30, 57, 65]. Comparando las condiciones entre sí respecto la alcalinidad total y el pH, se aprecia como a mayor alcalinidad total, mayor es el pH.

Tener una alcalinidad total en los rangos óptimos, permite tener suficiente capacidad de amortiguamiento del pH, evitando acidificación del biorreactor anaerobio [38]. De esta manera, las condiciones GC10, G10 y GC50 con alcalinidades altas, son capaces de mantener el pH en niveles óptimos, provocando de esta manera una alta biodegradabilidad, como se observa en la figura 5.

Aun así, la alcalinidad total mide la presencia de todas las moléculas acidificantes, y durante la DA son los AGV las moléculas acidificantes más susceptibles a que se generen [30, 43, 46, 54]. Para analizar qué proporción de AGV hay en el medio se ha realizado la razón de alcalinidad.

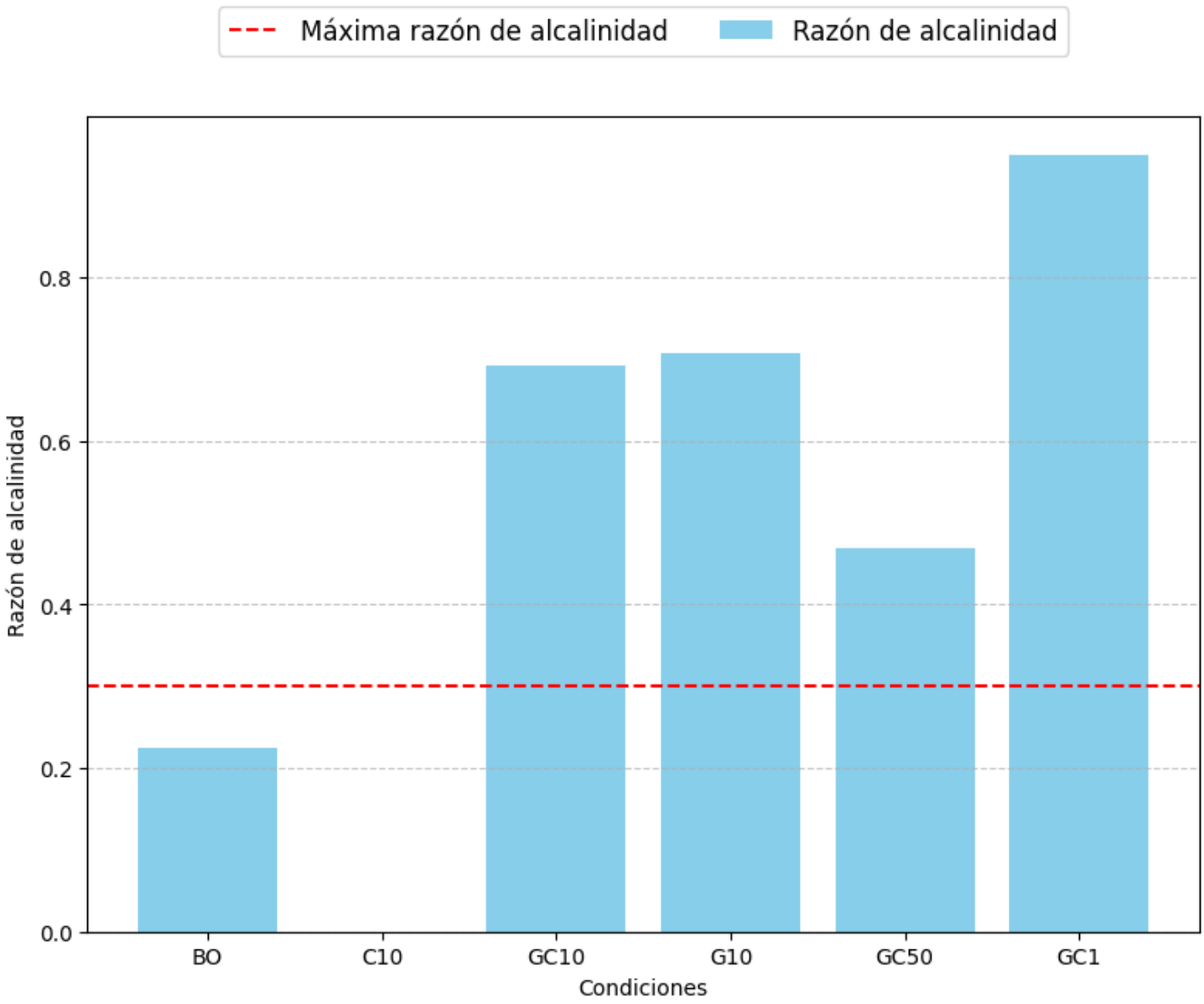

Figura 7: Razón de alcalinidad (α) por condiciones.

En la figura 7, se observa la razón de alcalinidad por condiciones. Primeramente, la condición C10 no se pudo medir la razón de alcalinidad, ya que el pH era muy bajo, de 4,8. Además, se observa cómo, excepcionando la condición de BO, todas las condiciones superan el umbral establecido bibliográficamente como la máxima razón de alcalinidad para una correcta producción de biogás [30, 43, 46, 54].

Si este umbral es superado, se puede deducir que hay acumulación de AGV [32, 43, 46, 54]. Se ve como la condición BO es la única que se mantiene en un rango óptimo de AGV's, con una Alpha de 0,2. Esto puede ser debido a que, como es muy poco biodegradable, como se indica en la figura 5, los AGV no se han acumulado porque probablemente tampoco se han producido. Una inhibición de la metanogénesis podría explicar este comportamiento.

Las condiciones GC10, G10, GC50 y GC1 presentan una α superior a 0,3, los que supone que ha habido una acumulación de AGV al finalizar el ensayo [30, 32, 43, 46, 54]. Aun así, la acumulación de AGV no ha influido en su biodegradabilidad, ya que las 3 condiciones mantienen valores superiores al 70% de biodegradabilidad.

La bajada de pH reportada en la figura 6 se explica con la acumulación de AGV reportada en la figura 7 [54].

Para finalizar, se modeló la generación de biogás a lo largo de los días de las distintas condiciones mediante el modelo de Gompertz modificado para estudiar la cinética de las condiciones. A lo largo de la literatura se aplican varios modelos para la modelización de las digestiones anaerobias, aunque el modelo de Gompertz modificado es el que mejor se ajusta cuando se presencia una fase de latencia, como es el caso de las condiciones estudiadas [68].

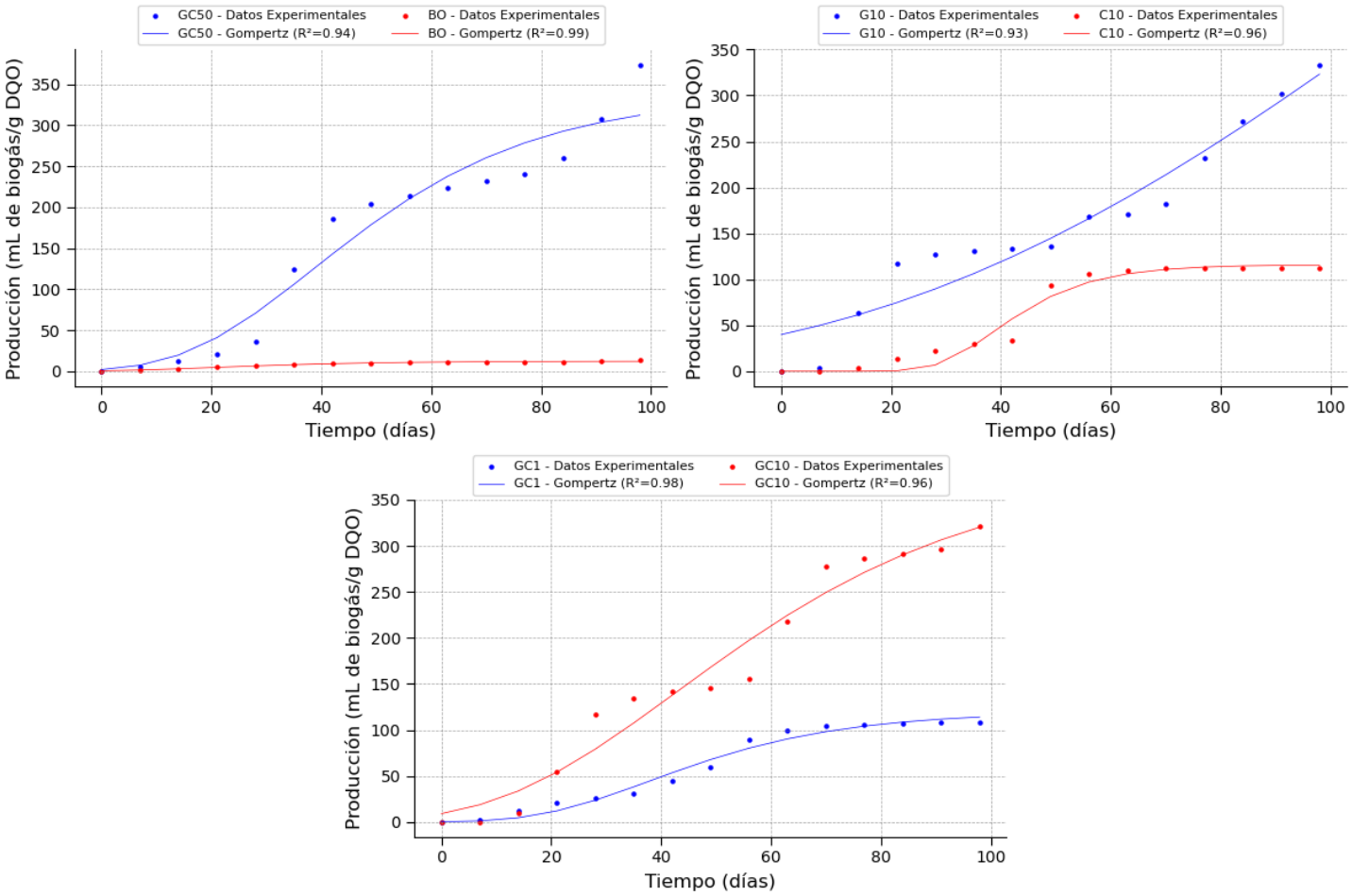

Figura 8: Generación de biogás acumulado en el tiempo por gramo de DQO experimental por condiciones y con el modelo de Gompertz modificado

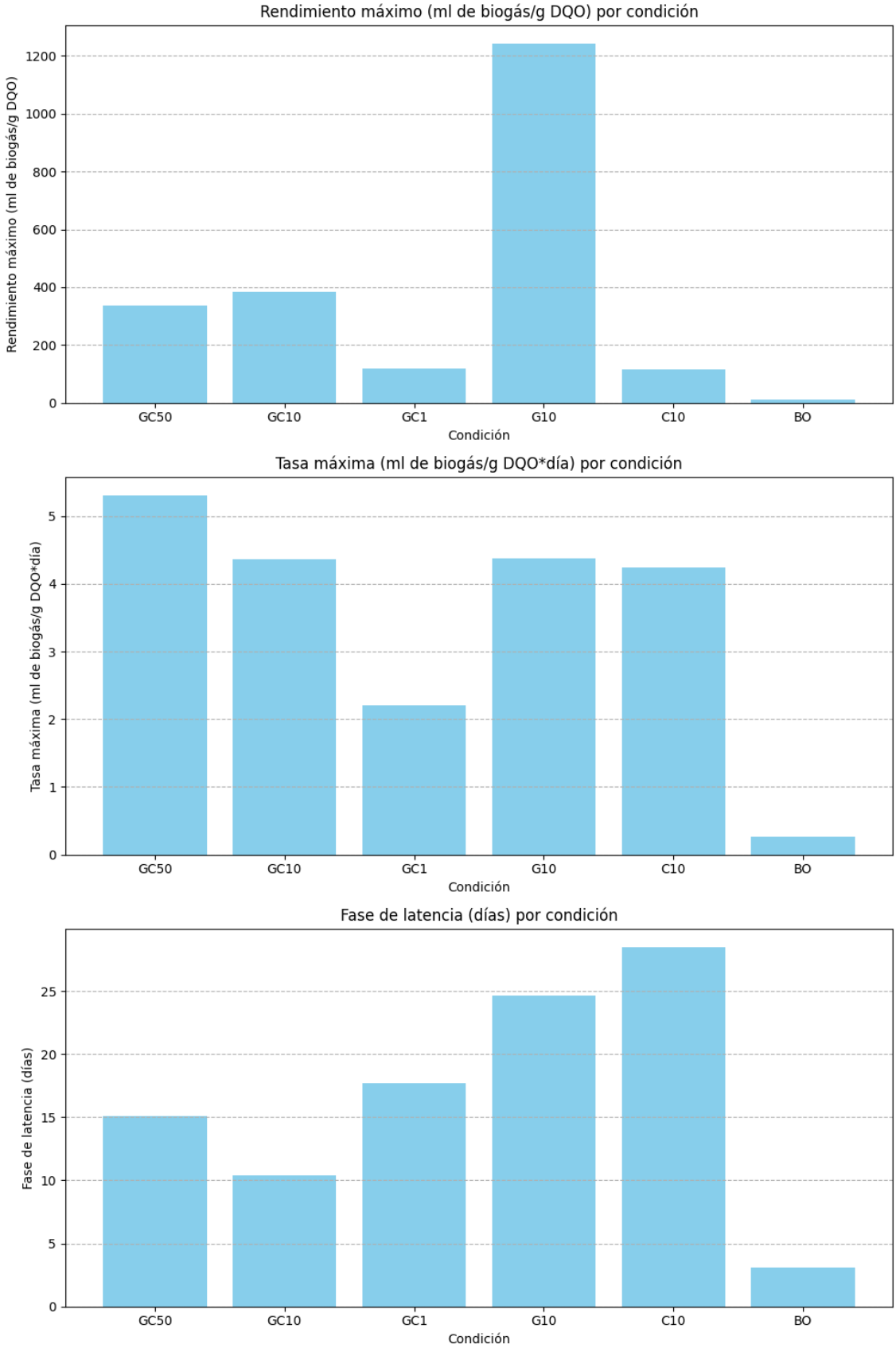

Figura 9: Resultados experimentales de la modelización de las variables implicadas en el modelo de Gompertz

En la figura 8 se observan las 3 graficas de las condiciones BO, GC50, G10, C10, GC10 y GC1 con los datos experimentales y la aproximación del modelo de Gompertz modificado. Los puntos son los datos experimentales de producción de biogás para cada condición, y las líneas la aproximación del modelo de Gompertz modificado. Se aprecia como todas las modelizaciones se asemejan a los valores experimentales, obteniendo valores de R^2 superiores a 0,92 en todos los casos. Aun así, se aprecia como el modelo solo se ajusta correctamente en la condición BO, con una R2 de 0,99.

En las condiciones de GC50, G10, C10, GC10 y GC1 el modelo de Gompertz modificado no es capaz de ajustarse a los dos crecimientos exponenciales de estas condiciones, caracterizadas por el consumo de sustrato fácilmente biodegradable (glucosa) y difícilmente biodegradable (celulosa) o bolsa biodegradable. Esto puede ser debido a que el modelo de Gompertz modificado se ajusta correctamente solo cuando hay una etapa de producción, como sucede en la condición BO. En cambio, en las demás condiciones donde hay 2 fases de producción de biogás, el modelo no logra ajustarse correctamente a estas dos fases.

La figura 9 recoge los valores obtenidos para las variables del modelo de Gompertz modificado. Este modelo se basa en tres parámetros principales: el rendimiento máximo, la tasa máxima y la fase de latencia. El rendimiento máximo representa la producción teórica máxima de biogás que se puede obtener. En el caso de la condición G10, este valor es de unos 1.243,52 ml de biogás por gramo de DQO. Este valor apunta a una sobreestimación de la producción teórica de biogás por parte del modelo, ya que experimentalmente se ha obtenido una producción de 332 ml de biogás/g DQO. Esto mismo sucede en las condiciones de C10, GC10 y GC1. En contraposición, se observa como en las condiciones de BO y GC50 hay una subestimación de la producción de biogás respecto la producción experimental. Esto significa que, al aplicar el modelo en estas condiciones, este valor debería tomarse como referencia teórica, aunque hay que tener en cuenta que, dependiendo del sustrato analizado, el modelo puede sobreestimar o subestimar esta cifra [40]. Respecto al rendimiento máximo, se observa mediante los valores del modelo, que, a cuanta más biodegradabilidad del residuo, mayor producción máxima se espera.

Por otro lado, la fase de latencia indica el tiempo inicial antes de que arranque la producción de biogás. Se observa como la condición C10, tiene la fase de latencia más grande, de 28 días. Al tratarse de una condición con 2 compuestos poco biodegradables, se obtuvo un valor lógico [47, 59]. Aun así, no concuerda con los valores experimentales, observando una fase de latencia par la condición C10 de 14 días.

Por otro lado, la condición BO cuenta con una fase de latencia de 3 dias, respecto el modelo de Gompertz modificado. Este valor se ha ajusta a lo observado experimentalmente.

Finalmente, respecto la tasa máxima se observa como la condición GC50 cuenta con la más alta, de 5,31 ml de biogás/g DQO*día. Al tratarse de un residuo altamente biodegradable, concuerda que cuente con el valor más alto [32, 43, 47]. Se aprecia también como la condición BO cuenta con la tasa máxima más baja, de 0,26, reflejando así su escasa producción por día que se comprueba experimentalmente.

El modelo de Gompertz modificado no solo es útil en el laboratorio, sino que también se puede aplicar a escalas piloto industriales [40]. Permite predecir la generación de biogás a escalas mayores, modelizando en pequeña escala la DA de residuos sin valor aparente. A la hora de analizar la cinética de la DA, esclarecen los factores más importantes (rendimiento máximo, tasa máxima y fase de latencia) [25, 40, 47]. Sin embargo, los resultados no son muy alentadores para la DA de bolsas biodegradables solas. Comparando los resultados con la literatura presente, en la digestión anaerobia de PLA en solitario, se han obtenido datos de tasas máximas de 1,54 ml de metano/g SV [47], similar a la obtenida en el presente estudio. Además, se observa que en todas las condiciones donde hay bolsas presentes, la tasa de producción de biogás cae, aunque la caída es menor en condiciones con componentes más biodegradables (como GC10 y G10) frente a las de componentes menos biodegradables (como C10). Esto puede significar una inhibición por parte de la bolsa biodegradable a la DA, bajo las condiciones establecidas.

6. CONCLUSIONES

El presente estudio permite concluir que las bolsas biodegradables comerciales presentan una baja biodegradabilidad bajo condiciones mesófilas. El uso de cosustratos (glucosa y celulosa) no ayuda a su biodegradación. Los resultados muestran que, al combinarse con sustratos similares a la FORM, la producción de biogás disminuye en comparación con la digestión de la FORM de manera aislada. El modelo de Gompertz modificado no se ajusta adecuadamente a los datos experimentales.

7. REFERENCIAS

[1] Fao.org. [citado el 15 de febrero de 2025]. Disponible en: https://openknowledge.fao.org/server/api/core/bitstreams/d1b18314-562a-48bc-83d6-90610cdd6257/content

[2] Stoica M, Marian Antohi V, Laura Zlati M, Stoica D. The financial impact of replacing plastic packaging by biodegradable biopolymers - A smart solution for the food industry. J Clean Prod. 2020;277(124013):124013. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.jclepro.2020.124013

[3] Climate change and Plastics: Synergies between two crucial environmental challenges. Organisation for Economic Co-Operation and Development (OECD); 2023.

[4] Oecd.org. [citado el 17 de febrero de 2025]. Disponible en: https://www.oecd.org/en/publications/policy-scenarios-for-eliminating-plastic-pollution-by-2040_76400890-en.html

[5] Ourworldindata.org. [citado el 17 de febrero de 2025]. Disponible en: https://ourworldindata.org/

[6] Ciel.org. [citado el 15 de febrero de 2025]. Disponible en: https://www.ciel.org/wp-content/uploads/2019/03/Plastic-Health-Spanish.pdf

[7] Wright SL, Kelly FJ. Plastic and human health: A micro issue? Environ Sci Technol. 2017;51(12):6634–47. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1021/acs.est.7b00423

[8] Gregory MR. Environmental implications of plastic debris in marine settings--entanglement, ingestion, smothering, hangers-on, hitch-hiking and alien invasions. Philos Trans R Soc Lond B Biol Sci. 2009;364(1526):2013–25. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1098/rstb.2008.0265

[9] Eales J, Bethel A, Galloway T, Hopkinson P, Morrissey K, Short RE, et al. Human health impacts of exposure to phthalate plasticizers: An overview of reviews. Environ Int. 2022;158(106903):106903. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.envint.2021.106903

[10] Ng, C. H., Mistoh, M. A., Teo, S. H., Galassi, A., Ibrahim, A., Sipaut, C. S., Foo, J., Seay, J., Taufiq-Yap, Y. H., & Janaun, J. (2023). Plastic waste and microplastic issues in Southeast Asia. Frontiers in Environmental Science, 11. https://doi.org/10.3389/fenvs.2023.1142071

[11] Huang S, Dong Q, Che S, Li R, Tang KHD. Bioplastics and biodegradable plastics: A review of recent advances, feasibility and cleaner production. Sci Total Environ. 2025;969(178911):178911. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.scitotenv.2025.178911

[12] ASTM International. (2019). Standard specification for labeling of plastics designed to be aerobically composted in municipal or industrial facilities (ASTM D6400-19). https://doi.org/10.1520/D6400-19

[13] Cao Y, Wang X, Misselbrook T, Wang R, Zheng X, Ma L. Quantification of N and C cycling during aerobic composting, including automated direct measurement of N2, N2O, NO, NH3, CO2 and CH4 emissions. Sci Total Environ. 2023;857(Pt 2):159177. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.159177

[14] Peydayesh, M., Bagnani, M., & Mezzenga, R. (2021). Sustainable Bioplastics from Amyloid Fibril-Biodegradable Polymer Blends. ACS Sustainable Chemistry & Engineering, 9(35), 11916–11926. https://doi.org/10.1021/acssuschemeng.1c03937

[15] Owen, W. F., Stuckey, D. C., Healy, J. B., Young, L. Y., & McCarty, P. L. (1979). Bioassay for monitoring biochemical methane potential and anaerobic toxicity. Water Research, 13(6), 485–492. https://doi.org/10.1016/0043-1354(79)90043-5

[16] Xiao K, Horn H, Abbt-Braun G. A review on the recovery of humic substances from anaerobic digestate of sludge as a potential fertilizer: Quantification, efficiency and interaction with pollutants. Environ Res. 2025;267(120710):120710. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.envres.2024.120710

[17] Aguilar MC, Wang YD, Roskilly T, Pathare PB, Lamidi RO. Biogas from anaerobic co-digestion of food waste and primary sludge for cogeneration of power and heat. Energy Procedia. 2017;142:70–6. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.egypro.2017.12.012

[18] Angelidaki I, Alves M, Bolzonella D, Borzacconi L, Campos JL, Guwy AJ, et al. Defining the biomethane potential (BMP) of solid organic wastes and energy crops: a proposed protocol for batch assays. Water Sci Technol. 2009;59(5):927–34. Disponible en: http://dx.doi.org/10.2166/wst.2009.040

[19] Inici - Àrea Metropolitana de Barcelona. Àrea Metropolitana de Barcelona. [citado el 27 de enero de 2025]. Disponible en: https://www.amb.cat/s/home.html

[20] Pangallo, D., Gelsomino, A., Fazzino, F., Altea Pedullà, & Calabrò, P. S. (2023). The fate of biodegradable plastic during the anaerobic co-digestion of excess sludge and organic fraction of municipal solid waste. Waste Management, 168, 98–106. https://doi.org/10.1016/j.wasman.2023.05.053

[21] Kang, J.-H., Kang, S.-W., Kim, W.-J., Kim, D.-H., & Im, S.-W. (2022). Anaerobic Co-Digestion of Bioplastics and Food Waste under Mesophilic and Thermophilic Conditions: Synergistic Effect and Biodegradation. Fermentation, 8(11), 638. https://doi.org/10.3390/fermentation8110638

[22] Nayanathara Thathsarani Pilapitiya PGC, Ratnayake AS. The world of plastic waste: A review. Cleaner Materials. 2024;11(100220):100220. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.clema.2024.100220

[23] Harper, C. A. (2002). Handbook of plastics, elastomers, and composites. Mcgraw-Hill.

[24] ARCOS COBA, J. A., & MARÍN CUCALÓN, B. E. (2021). La actualidad de los tipos de envases plásticos para alimentos. E-IDEA Journal of Engineering Science, 3(6), 1–16. https://doi.org/10.53734/esci.vol3.id176

[25] Siracusa, V., Rocculi, P., Romani, S., & Rosa, M. D. (2008). Biodegradable polymers for food packaging: a review. Trends in Food Science & Technology, 19(12), 634–643. https://doi.org/10.1016/j.tifs.2008.07.003

[26] Islam M, Xayachak T, Haque N, Lau D, Bhuiyan M, Pramanik BK. Impact of bioplastics on environment from its production to end-of-life. Process Saf Environ Prot. 2024;188:151–66. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.psep.2024.05.113

[27] Pilla, S. (2011). Handbook of Bioplastics and Biocomposites Engineering Applications. John Wiley & Sons.

[28] Plackett, D. V. (2011). Biopolymers : new materials for sustainable films and coatings. Hoboken, Nj.

[29] Shaikh, S., Yaqoob, M., & Aggarwal, P. (2021). An overview of biodegradable packaging in food industry. Current Research in Food Science, 4, 503–520. Sciencedirect. https://doi.org/10.1016/j.crfs.2021.07.005

[30] Cheng, J., Gao, R., Zhu, Y., & Lin, Q. (2024). Applications of biodegradable materials in food packaging: A review. https://doi.org/10.1016/j.aej.2024.01.080

[31] M Henze. (2008). Biological wastewater treatment : principles, modelling and design. Iwa Pub.

[32] Bátori V, Åkesson D, Zamani A, Taherzadeh MJ, Sárvári Horváth I. Anaerobic degradation of bioplastics: A review. Waste Manag. 2018;80:406–13. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.wasman.2018.09.040

[33] Rahimieh A, Nosrati M. A review on biochemistry, microbiology and thermodynamic aspects of propionate: The key intermediate in the anaerobic digestion and wastewater treatment. Desalination Water Treat. 2024;317(100191):100191. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.dwt.2024.100191

[34] He H, Chen X, Peng Z, Zhang Z, Ren X, Ma S, et al. A review of temperature and key parameters influencing the hydrolysis-methanogenesis balance in anaerobic digestion. Fuel (Lond). 2025;394(134927):134927. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.fuel.2025.134927

[35] Shoshaa R, Ghanimeh S, Almomani F. Recent advances in plug flow reactors for anaerobic digestion and in-depth evaluation of mixing approaches: A review. Fuel (Lond). 2024;377(132711):132711. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.fuel.2024.132711

[36] Córdoba V, Fernández M, Santalla E. The effect of different inoculums on anaerobic digestion of swine wastewater. J Environ Chem Eng. 2016;4(1):115–22. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.jece.2015.11.003

[37] He H, Wang Z, Yan J, Wang W, Zhu J, Chen J, et al. Enhanced biomethane generation from the anaerobic digestion of wilted corn straw via control in mesophilic and thermophilic temperature intervals. Fuel (Lond). 2023;349(128616):128616. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.fuel.2023.128616

[38] Li Q, Qiao W, Wang X, Takayanagi K, Shofie M, Li Y-Y. Kinetic characterization of thermophilic and mesophilic anaerobic digestion for coffee grounds and waste activated sludge. Waste Manag. 2015;36:77–85. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.wasman.2014.11.016

[39] Wang H, Zhou Q. Bioelectrochemistry promotes microbial activity and accelerates wastewater methanogenesis in anaerobic digestion under combined exposure to antibiotics and microplastics. J Hazard Mater.

2025;492(138053):138053. Disponible en:
http://dx.doi.org/10.1016/j.jhazmat.2025.138053

[40] Filer, J., Ding, H. H., & Chang, S. (2019). Biochemical Methane Potential (BMP) Assay Method for Anaerobic Digestion Research. Water, 11(5), 921. https://doi.org/10.3390/w11050921

[41] Yasim, N. S. E. M., & Buyong, F. (2023). Comparative of experimental and theoretical biochemical methane potential generated by municipal solid waste. Environmental Advances, 11, 100345. https://doi.org/10.1016/j.envadv.2023.100345

[42] Chamy R, Ramos C. Factors in the determination of methanogenic potential of manure. Bioresour Technol. 2011;102(17):7673–7. Disponible en:
http://dx.doi.org/10.1016/j.biortech.2011.05.044

[43] María M, Carlos R, Paola P, Rolando C. Influence of substrate concentration and bicarbonate addition on the anaerobic digestion of an inulin-rich substrate as the ending stage in a dandelion biorefinery scheme. Process Biochem. 2020;98:211–6. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.procbio.2020.07.001

[44] Choong, Y. Y., Norli, I., Abdullah, A. Z., & Yhaya, M. F. (2016). Impacts of trace element supplementation on the performance of anaerobic digestion process: A critical review. Bioresource Technology, 209, 369–379. https://doi.org/10.1016/j.biortech.2016.03.028

[45] Holliger, C., Alves, M., Andrade, D., Angelidaki, I., Astals, S., Baier, U., Bougrier, C., Buffière, P., Carballa, M., de Wilde, V., Ebertseder, F., Fernández, B., Ficara, E., Fotidis, I., Frigon, J.-C., de Laclos, H. F., Ghasimi, D. S. M., Hack, G., Hartel, M., & Heerenklage, J. (2016). Towards a standardization of biomethane potential tests. Water Science and Technology, 74(11), 2515–2522. https://doi.org/10.2166/wst.2016.336

[46] Sponza, D. T. (2003). Toxicity and treatability of carbontetrachloride and tetrachloroethylene in anaerobic batch cultures. International Biodeterioration & Biodegradation, 51(2), 119–127. https://doi.org/10.1016/s0964-8305(02)00095-1

[47] Bardi MJ, Vinardell S, Astals S, Koch K. Opportunities and challenges of micronutrients supplementation and its bioavailability in anaerobic digestion: A critical review. Renew Sustain Energy Rev. 2023;186(113689):113689. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.rser.2023.113689

[48] Cazaudehore, G., Guyoneaud, R., Evon, P., Martin-Closas, L., Pelacho, A. M., Raynaud, C., & Monlau, F. (2022). Can anaerobic digestion be a suitable end-of-life scenario for biodegradable plastics? A critical review of the current situation, hurdles, and challenges. Biotechnology Advances, 107916. https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2022.107916

[49] Mmabyalwa Sebola, Edison Muzenda, Habtom Tesfagiorgis, University of Johannesburg, Agricultural Research Council. Effect of particle size on anaerobic digestion of different feed stocks. South African Journal of Chemical Engineering, 20, 3, 11-26

[50] Triolo, J. M., Sommer, S. G., Møller, H. B., Weisbjerg, M. R., & Jiang, X. Y. (2011). A new algorithm to characterize biodegradability of biomass during anaerobic digestion: Influence of lignin concentration on methane production potential. Bioresource Technology, 102(20), 9395–9402. https://doi.org/10.1016/j.biortech.2011.07.026

[51] Neves L, Oliveira R, Alves MM. Influence of inoculum activity on the bio methanization of a kitchen waste under different waste/inoculum ratios. Process Biochem. 2004;39(12):2019–24. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.procbio.2003.10.002

[52] Raposo F, De la Rubia MA, Fernández-Cegrí V, Borja R. Anaerobic digestion of solid organic substrates in batch mode: An overview relating to methane yields and experimental procedures. Renew Sustain Energy Rev. 2012;16(1):861–77. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.rser.2011.09.008

[53] Gonzalez-Gil G, Kleerebezem R, Lettinga G. Assessment of metabolic properties and kinetic parameters of methanogenic sludge by on-line methane

production rate measurements. Appl Microbiol Biotechnol. 2002;58(2):248–54. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1007/s00253-001-0831-5

[54] Jingura RM, Kamusoko R. Methods for determination of biomethane potential of feedstocks: a review. Biofuel Res J. 2017;4(2):573–86. Disponible en: http://dx.doi.org/10.18331/brj2017.4.2.3

[55] Standard methods for the examination of water and wastewater, 1999. Washington, D.C: American Public Health Association; 1999.

[56] Battista, F., Frison, N., & Bolzonella, D. (2021). Can bioplastics be treated in conventional anaerobic digesters for food waste treatment? Environmental Technology & Innovation, 22, 101393. https://doi.org/10.1016/j.eti.2021.101393

[57] Metcalf A. Ingenieria de Aguas residuales. McGraw-Hill Interamericana; 1997

[58] Jenkins, S. R., Morgan, J. M., & Sawyer, C. L. (1983). Measuring Anaerobic Sludge Digestion and Growth by a Simple Alkalimetric Titration. Journal (Water Pollution Control Federation), 55(5), 448–453. http://www.jstor.org/stable/25041903

[59] Ponsá S, Puyuelo B, Gea T, Sánchez A. Modelling the aerobic degradation of organic wastes based on slowly and rapidly degradable fractions. Waste Manag. 2011;31(7):1472–9. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.wasman.2011.02.013

[60] Benn, N., & Zitomer, D. (2018). Pretreatment and Anaerobic Co-digestion of Selected PHB and PLA Bioplastics. Frontiers in Environmental Science, 5. https://doi.org/10.3389/fenvs.2017.00093

[61] James A, Chernicharo CAL, Campos CMM. The development of a new methodology for the assessment of specific methanogenic activity. Water Res.

1990;24(7):813–25. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/0043-1354(90)90131-o

[62] Tabak, H. H., Quave, S. A., Mashni, C. I., & Barth, E. F. (1993). Biodegradability studies with organic priority pollutant compounds. Water Environment Research, 65(1), 28–36. https://doi.org/10.2175/WER.65.1.5

[63] Madsen, P. L., Thyme, J. B., Henriksen, K., Møldrup, P., & Roslev, P. (1996). Kinetics of di-(2-ethylhexyl)phthalate mineralization in sludge-amended soil. Water Science and Technology, 33(6), 181–188. https://doi.org/10.1016/0273-1223(96)00275-2

[64] Vidal, G., Soto, M., Field, J., Méndez-Pampín, R., & Lema, J. M. (1998). Anaerobic biodegradability and toxicity of wastewaters from chlorine and total chlorine-free bleaching of eucalyptus kraft pulps. Water Research, 32(1), 63–70. https://doi.org/10.1016/S0043-1354(97)00113-9

[65] Chen X, He H, Zhu N, Jia P, Tian J, Song W, et al. Food waste impact on dry anaerobic digestion of straw in a novel reactor: Biogas yield, stability, and hydrolysis-methanogenesis processes. Bioresour Technol. 2024;406(131023):131023. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.biortech.2024.131023

[66] Lin L, Xu F, Ge X, Li Y. Improving the sustainability of organic waste management practices in the food-energy-water nexus: A comparative review of anaerobic digestion and composting. Renew Sustain Energy Rev. 2018;89:151–67. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.rser.2018.03.025

[67] Zhang Z, Liu P, Zhang T, Li K, Wu X, Qiang H, et al. Deciphering the inhibition mechanisms of microplastics on the full-stage sludge anaerobic digestion via enrichment to anaerobic microbes and toxicity of released compounds. J Hazard Mater. 2025;485(136856):136856. Disponible en: http://dx.doi.org/10.1016/j.jhazmat.2024.136856

[68] Cazaudehore, G., Guyoneaud, R., Vasmara, C., Greuet, P., Gastaldi, E., Marchetti, R., Leonardi, F., Turon, R., & Monlau, F. (2022). Impact of mechanical

and thermo-chemical pretreatments to enhance anaerobic digestion of poly(lactic acid). Chemosphere, 133986. https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2022.133986

[69] Filer J, Ding HH, Chang S. Biochemical methane potential (BMP) assay method for anaerobic digestion research. Water (Basel). 2019;11(5):921. Disponible en: http://dx.doi.org/10.3390/w11050921